

Mission Ecologie du Milieu
Agence de l'Eau Artois-Picardie
200, rue Marceline
Centre Tertiaire de l'Arsenal
BP 818, 59508 DOUAI Cedex

Méthodes d'inventaire et d'identification des Amphibiens

commande n°04018

notice réalisée par Claude Miaud

(2005)



Université de Savoie, UFR CISM, 73 376 La Bourget du Lac, France.

Plan

Méthodes d'inventaire des amphibiens	p.3
A. Détection et pêche des adultes	p. 3
A.1. Détection des migrateurs	
A.2. Détection des Anoues chanteurs	
A.3. Détection visuelle des Amphibiens à l'eau	
A.4. Détection visuelle des Amphibiens au sol	
A.5. Utilisation de caches artificielles	
A.7. Pêche des adultes dans les sites aquatiques	
A.8. Utilisation de filets et trappes	
B. Détection et pêche des larves et têtards dans les sites aquatiques	p. 4
B.1. Détection des œufs et des pontes	
B.2. Pêche des larves et têtard	
Clés de détermination	p. 6
Clés de détermination des oeufs et des pontes	p. 7-8
Clés de détermination des larves et des têtards	p. 9-12
Planches photographiques	p. 13-18
Liste des espèces concernées par cette notice	p. 19
Références	p. 20

Méthodes d'inventaire des Amphibiens

Les amphibiens de France sont des espèces protégées (Arrêté du 22 juillet 1993 du B.O. fixant la liste des amphibiens et reptiles protégés sur l'ensemble du territoire)¹.

La simple manipulation d'un individu en vue de son identification, que cela soit des œufs, larves, têtards, ou adultes, nécessite de faire une demande officielle d'autorisation de capture à la Préfecture du département concerné.

Les Amphibiens de France colonisent des milieux très variés. Ils peuvent être discrets ou bruyants, diurnes ou nocturnes. Ces comportements font qu'il n'existe pas une méthode unique d'inventaire pour l'ensemble des espèces suspectées dans une région. La réussite d'un inventaire nécessite de passer par une combinaison de différentes techniques permettant de détecter les amphibiens.

A. Détection et pêche des adultes :

A.1. Détection des migrateurs :

La migration de reproduction des sites terrestres aux sites aquatiques est un moment privilégié pour détecter les Amphibiens. On parcourt à petite vitesse un trajet de routes et chemins proches de sites aquatiques. Des voies migratoires importantes sont souvent révélées par de nombreux animaux écrasés. Une standardisation de la méthode (par l'utilisation d'itinéraires standards) permet de mesurer des tendances d'évolution des peuplements d'une année à une autre.

A.2. Détection des Anoues chanteurs :

Le chant des grenouilles, rainettes et crapauds est spécifique et il permet d'identifier les différentes espèces². On choisit des points d'écoute permettant de couvrir des zones potentielles de présence d'espèces. Les chants peuvent être diurnes et nocturnes. Une quantification des peuplements est là encore possible (utilisation de points d'écoute clairement localisés et durée d'écoute standard), en terme comparatif d'une année à une autre. On veillera cependant à contrôler les conditions climatiques des journées ou nuits d'écoute car l'activité de chants des amphibiens est fortement influencée par la température et le vent.

A.3. Détection visuelle des Amphibiens à l'eau :

L'utilisation d'une lampe de forte puissance permet de détecter de nuit des Amphibiens présents dans et autour des sites de reproduction.

A.4. Détection visuelle des Amphibiens au sol :

Les Amphibiens utilisent régulièrement des abris (bois, pierres, etc.), que l'on pourra inspecter avec profit. Les Tritons, crapelets et grenouillettes nouvellement métamorphosés se cachent souvent sous des abris proches de leur milieu aquatique.

La Salamandre tachetée est observable de nuit en période d'accouplement (automne, printemps).

¹ La capture des Grenouilles vertes relève des lois sur la pêche amateur. La Grenouille rousse peut faire l'objet d'autorisation de capture et/ou d'élevage par des pisciculteurs.

² Il est nécessaire de connaître les chants des différentes espèces. Il existe plusieurs guides d'identification qui proposent des cassettes ou CD de chants d'amphibiens (voir la littérature à la fin de cette notice)

A.5. Utilisation de caches artificielles :

La propension des amphibiens à utiliser des abris peut être mise à profit en plaçant des plaques (bois, tôles, carrés de moquette) à proximité des sites de ponte. Ce type de dispositif n'est cependant pas utilisable dans de nombreux milieux (par exemple des zones protégées ou trop fréquentées) et nécessite son enlèvement après la période de l'inventaire.

A.7. Pêche des adultes dans les sites aquatiques :

La pêche à l'épuisette permet de capturer les Tritons et Grenouilles vertes, dans les milieux accessibles et relativement peu profonds (fossés, mares, étangs, bordures de rivières et lacs). Il peut être intéressant de noter l'effort de pêche (par exemple la durée, ou le nombre de coup d'épuisette) pour avoir une estimation des abondances des peuplements.

A.8. Utilisation de filets et trappes :

La plupart des espèces d'Amphibiens qui migrent vers ou hors de leur lieu de reproduction peut être interceptée par des systèmes de filets et trappes. Ces dispositifs sont souvent assez lourds à installer (et surveiller) car ils nécessitent une présence journalière pour le ramassage des animaux capturés (dispositif utilisé pour le sauvetage - écrasements massifs sur une route - ou pour l'étude d'une population particulière. Dans le cas des techniques d'inventaire qui nous intéressent ici, on peut installer des systèmes de filets/trappes dans le paysage, sans pour cela entourer un site de reproduction ou couper des routes de migration.

B. Détection et pêche des larves et têtards dans les sites aquatiques :

B.1. Détection des œufs et des pontes :

La recherche des œufs et des pontes dans les milieux aquatiques est une méthode souvent fructueuse pour révéler la présence de différentes espèces. Les caractéristiques de l'oviposition (site et technique de ponte) des différentes espèces doit être mise à profit pour trouver pour leurs œufs.

Les Tritons pondent ainsi leurs œufs dans les plantes aquatiques (ou autres supports).

Les Grenouilles brunes pondent dans des profondeurs faibles que l'on trouve le plus souvent près des berges. Les Rainette, Sonneur et Pélodytes accrochent leur ponte à des supports (voir description précise dans la clé de détermination).

B.2. Pêche des larves et têtards :

Les larves et têtards peuvent être capturés à l'aide d'une épuisette à maille fine permettant à la fois un déplacement suffisamment rapide dans l'eau et un vide de maille assez fin pour retenir les plus petites espèces. La technique consiste à réaliser des mouvements d'épuisette par « aller et retour » d'environ 1 m dans et à proximité des différents habitats (par exemple dans les plantes aquatiques de différentes espèces, le long des berges, etc.) rencontrés dans le milieu échantillonné. Le contenu de l'épuisette est retourné dans une bassine à fond clair. Les larves et têtards sont capturés à l'aide d'une épuisette d'aquariophilie, et stockés pour détermination dans une autre bassine. Ils seront relâchés quand la pêche sera terminée. Comme pour les adultes, l'estimation de l'effort de pêche (durée, coûts d'épuisette, linéaire de berges échantillonnées, etc.) est utile.

Il est également possible de capturer des larves d'amphibiens (Tritons) avec des nasses de type nasse à vairons. Il s'agit là aussi de techniques plutôt de suivi de populations que d'inventaire.

Recommandation importante : On fera un nettoyage complet du matériel utilisé - dont pantalons de pêche - à l'eau de javel diluée à 10 % (trempage et brossage) après chaque inventaire dans un secteur, pour éliminer les risques de contagion par les champignons et autres agents infectieux susceptibles de mettre en danger les populations d'amphibiens et d'être disséminés dans les milieux échantillonnés.

Clés de détermination

Le but de cette notice est de permettre l'identification des espèces du Nord de la France à l'aide des œufs, pontes, larves et têtards. La détermination est donc basée sur des critères pouvant être utilisés sur le terrain.

I.1. Oeufs et pontes :

Le premier critère utilisé est l'aspect de la ponte : les œufs sont isolés et/ou groupés en un petit amas de moins de 150 œufs, forment un amas gélatineux (par exemple globuleux), un cordon ou une masse allongée, et pour un seul cas sont portés par le mâle. Il faut être prudent dans la détermination avec ces critères d'aspect, car les pontes peuvent être fragmentées dans le milieu naturel.

Le diamètre des œufs est donné pour un embryon arrivant au stade de l'allongement. C'est une valeur indicative car la taille des œufs peut varier d'un individu à un autre. Le diamètre de la gangue qui entoure les embryons évolue également au cours du temps et en fonction des caractéristiques physico-chimiques de l'eau.

I.2 Larves et têtards :

Les larves d'Urodèles et les têtards d'Anoures se différencient facilement à partir de leur aspect général.

La détermination des larves d'urodèles est donnée pour deux stades de développement (stades 2 pattes postérieures seulement qui ne concerne que les Tritons et stades 4 pattes, Tritons et Salamandre).

Même au stade quatre pattes, les larves de Triton palmé et de Triton ponctué ne sont pas discernables avec les critères utilisés.

La détermination des têtards d'Anoures est donnée pour trois stades de développement (à l'éclosion, avec uniquement des pattes postérieures et avec quatre pattes). La détermination d'une espèce se fera autant que possible en cumulant le maximum de paramètres morphologiques.

Nous avons ajouté les critères de détermination de deux espèces introduites, la Grenouille taureau *Rana catesbeiana* et le Xénope lisse *Xenopus laevis*, du fait de leur caractère invasif qui nécessite une surveillance.

Clé de détermination des œufs et des pontes

I. ŒUFS ISOLES OU GROUPES EN PETITS AMAS (< 150 ŒUFS)

I.1 ŒUFS FIXES SUR OU SOUS UN SUPPORT, OU POSES SUR LE SUBSTRAT

I.1.1 œufs bruns au dessus, plus clairs en dessous, de 1,5 à 2 mm (gangue 5-8 mm), isolés ou en petits amas de 2 à 40 œufs, fixés à des plantes aquatiques, autres supports, ou déposés sur le fond

Sonneur à ventre jaune

I.1.2 œufs noirs au dessus et blancs en dessous, 1 mm (gangue 2,5-3 mm), isolés ou plus ou moins regroupés en amas, libres les uns des autres, collés à des supports immergés ou posés sur le fond

Xénope lisse

I.2 ŒUF ISOLE LE PLUS SOUVENT CACHE (SOUVENT DANS UNE FEUILLE REPLIEE SUR ELLE-MEME)

I.2.1 œufs d'une seule couleur blanc-verdâtre, environ 2 mm (gangue > 4 mm)

Triton marbré

Triton crêté

I.2.2 œufs à moitié supérieure jaune-brune et inférieure plus claire, environ 1-1,5 mm (gangue < 4 mm)

Triton alpestre

Triton ponctué

Triton palmé

II. ŒUFS FORMANT UN AMAS GELATINEUX (GLOBULEUX OU ETALE)

II.1 ŒUFS COULEUR FONCEE

II.1.1 œufs bruns foncés à noirs au dessus, petites taches claires bien marquées en dessous 1,5 à 2 mm (gangue 8-10 mm), 450 à 1800 œufs par ponte, embryons entièrement coudés latéralement au stade bourgeon caudal, pontes globuleuses le plus souvent isolées, souvent accrochées à un support submergé

Grenouille agile

II.1.2 œufs gris bruns au dessus, assez grandes taches claires peu marquées en dessous 1,5 à 2,5 mm (gangue 6-8 mm), 500 à 3000 œufs par ponte, embryons peu coudés latéralement au stade bourgeon caudal, pontes globuleuses souvent groupées, déposées sur le fond en eaux peu profondes

Grenouille des champs

II.1.3 œufs bruns foncés à noir au dessus, avec une petite tache blanchâtre à la face inférieure

1,7 à 3 mm (gangue 8-12 mm), 700 à 4000 œufs par ponte

embryons peu coudés latéralement au stade bourgeon caudal, pontes globuleuses souvent groupées, déposées sur le fond en eaux peu profondes

Grenouille rousse

II.2 OEUFS COULEUR CLAIRE

II.2.1 œufs brunâtres au dessus, jaunâtres au dessous, 1,5 à 2 mm (gangue 3-4 mm), 2 à 250 œufs en amas de la grosseur d'une noix, souvent attachés à la végétation aquatique, ou autres supports.

Rainette verte

II.2.2 œufs brunâtres au dessus et jaunâtres en dessous, 1 à 2,5 mm (gangue 5-8 mm), 600 à 16000 œufs par ponte, ponte assez flasque, souvent recouverte d'algues, , attachée aux plantes aquatiques, ou étalée en nappe sur le fond en eau peu profonde

**Grenouilles vertes et
Grenouille taureau**

III. OEUFS DISPOSES EN UN CORDON

III.1 OEUFS ALTERNES SUR PLUSIEURS RANGS (> 4) (EN PLUS DE 2 RANGS, DE FAÇON IRREGULIERE LORSQU'ON ETIRE LE CHAPELET)

œufs gris-bruns foncés dessus, plus clairs dessous, 1,7 à 2,5 mm, disposés en 5 à 10 rangs irréguliers, 350 à 2500 œufs, cordon (12,5 à 20 mm de diamètre) de 25 à 100 cm de long, le plus souvent enroulé autour d'un support submergé

Pélobates

III.2 OEUFS ALTERNES SUR 3 OU 4 RANGS (EN 2 RANGS, DE FAÇON REGULIERE LORSQU'ON ETIRE LE CHAPELET), SOUVENT ACCROCHES A LA VEGETATION OU AUTRES SUPPORTS

œufs noirs, 1,5 à 2,2 mm, cordon (5-8 mm de diamètre), pouvant faire plusieurs mètres, 2000 à 10 000 œufs

Crapaud commun

III.3 OEUFS ALTERNES SUR 1 OU 2 RANGS (EN 1 RANG LORSQU'ON ETIRE LE CHAPELET), SOUVENT DEPOSES A MEME LE FOND

œufs noirs en dessus et pâles en dessous, 1 à 1,7 mm, cordon (4-6 mm de diamètre), jusqu'à 2 m de long, 2000 à 4000 œufs

Crapaud calamite

IV. OEUFS DISPOSES EN UNE MASSE ALLONGEE, LE PLUS SOUVENT ACCROCHES A LA VEGETATION AQUATIQUE

œufs bruns foncés à noirs au dessus, plus clairs en dessous, 1,5 à 2 mm, masse allongée (10-30 mm de diamètre), 4 à 12 cm de long, 40 à 400 œufs, masse enroulée verticalement autour d'un support submergé

Pélogyte ponctué

V. OEUFS PORTES ENTRE LES PATTES POSTERIEURES

œufs jaunâtres (plus foncés pendant le développement), 2,2 à 5 mm, cordon de 40 à 70 œufs portés par le père (enroulés autour des pattes postérieures)

Alyte accoucheur

Clé de détermination des larves et des têtards

A - CORPS ALLONGES : URODELES

B - CORPS OVOÏDE : ANOURES

A. CORPS ALLONGES : URODELES

I. LARVES AQUATIQUES AVEC MEMBRES ANTERIEURS DEVELOPPES (MEMBRES POSTERIEURS ABSENTS OU SOUS L'ASPECT DE BOURGEON)

- I.1. taches noires sur la nageoire caudale **Triton crêté et Triton marbré**
- I.2. sans tache sur la nageoire caudale
- I.2.1 avec l'extrémité de la queue foncée **Triton alpestre**
- I.2.2 sans l'extrémité de la queue foncée **Triton palmé et Triton ponctué**

II. LARVES AQUATIQUES AYANT LES MEMBRES ANTERIEURS ET POSTERIEURS DEVELOPPES

- II.1. nageoire dorso-caudale commençant en arrière de la tête et pas de tache jaunâtre ou blanchâtre à la base de chaque membre
- II.1.1. doigts très longs et taches noires sur la queue
- II.1.1.1. taches noires seulement sur la nageoire caudale **Triton marbré**
- II.1.1.2. taches noires sur la nageoire et le muscle caudal **Triton crêté**
- II.1.2. doigts courts et pas de taches noires sur la queue
- II.1.2.1. extrémité de la queue foncée **Triton alpestre**
- II.1.2.2. extrémité de la queue claire **Triton palmé et Triton ponctué**
- II.2. nageoire dorso-caudale commençant en arrière du tronc et tache jaunâtre ou blanchâtre à la base de chaque membre **Salamandre tachetée**

B. CORPS OVOÏDE : ANOURES

I. TÊTARDS A L'ECLOSION (LONGUEUR TOTALE < 10 MM)

- I.1. têtards sombres : nageoires et le muscle caudal sombres
- I.1.1. longueur du corps \approx 1/3 longueur totale et nageoire dorso-caudale dépasse le haut du corps **Groupe des Grenouilles brunes**

I.1.2 longueur du corps > 1/3 longueur totale et nageoire dorso-caudale ne dépassant pas le haut du corps

I.1.2.1 bords supérieur et inférieur de la nageoire caudale parallèles

Crapaud commun

I.1.2.2 bords supérieur et inférieur de la nageoire caudale convergeant vers l'extrémité de la queue

Crapaud calamite

I.2 têtards clairs : nageoires caudales claires ou translucides

I.2.1 longueur du corps \leq 1/3 longueur totale et nageoire dorso-caudale ne dépassant pas le haut du corps

I.2.1.1 corps et muscle caudal verdâtre-clairs

**Groupe des Grenouilles vertes et
Grenouille taureau**

I.2.1.2 corps et muscle caudal brun-foncé

Pélodyte ponctué

I.2.1.3 corps et muscle caudal gris

Alyte accoucheur

I.2.1.4 Aspect d'alevin, 2 barbillons buccaux

Xénope lisse

I.2.2 longueur du corps > 1/3 longueur totale et nageoire dorso-caudale dépassant le haut du corps

I.2.2.1 bords supérieur et inférieur de la nageoire caudale fortement convergeants

I.2.2.1.1 muscle caudal dissymétrique

Rainette verte

I.2.2.1.2 muscle caudal symétrique

Pélobates

I.2.2.2 bords supérieur et inférieur de la nageoire caudale peu convergeants

Sonneur à ventre jaune

II. TÊTARDS AVEC UNIQUEMENT LES PATTES POSTERIEURES

II.1 épiderme parcouru par un réseau de traits fins

Pélodyte ponctué

II.2 épiderme non parcouru un réseau de traits fins

II.2.1 muscle caudal dissymétrique et doigts portant des disques adhésifs

Rainette verte

II.2.2 muscle caudal symétrique et doigts ne portent pas de disques adhésifs

II.2.2.1 présence d'un tubercule métatarsien proéminent sur les pattes postérieures

II.2.2.1.1 tubercule métatarsien clair

Pélobate brun

II.2.2.1.2 tubercule métatarsien noir

Pélobate cultripède

II.2.2.2 pas de tubercule métatarsien proéminent sur les pattes postérieures

II.2.2.2.1 corps et nageoires entièrement sombres (parfois des marbrures dorées)

II.2.2.2.1.1 face ventrale uniformément sombre (brun foncé à noir)
Crapaud commun

II.2.2.2.1.2. face ventrale avec une zone blanchâtre antérieure reflets
Crapaud calamite

II.2.2.2.2. coloration face ventrale et dorsale très différentes

II.2.2.2.2.1 taches argentées ou dorées réparties sur la face ventrale du corps

II.2.2.2.2.1.1 extrémité de la queue très effilée **Grenouille des champs**

II.2.2.2.2.1.2 extrémité de la queue peu effilée **Grenouille rousse**

II. 2.2.2.2.2 taches blanchâtres tapissant la face ventrale du corps
Grenouille agile

II.2.2.2.2.3 coloration ventrale blanchâtre, marbrée de gris et jaune
Grenouille taureau

II. 2.2.2.2.4 coloration ventrale uniformément blanchâtre, avec des reflets rosâtres
Groupe des Grenouilles vertes

II.2.2.2.3 têtards clairs, coloration de la face ventrale et dorsale peu différentes

II.2.2.2.3.1 bouche située en avant du museau **Sonneur à ventre jaune**

II.2.2.2.3.2 bouche située en retrait du museau **Alyte accoucheur**

II. 2.2.2.3.3 bouche portant deux barbillons **Xénope lisse**

III. TÊTARDS AVEC QUATRE PATTES ET JUSQU'A LA METAMORPHOSE

III.1 peau de la face dorsale présentant un aspect rugueux

III.1.1 coloration dorso-ventrale uniformément sombre (brun à noir) **Crapaud commun**

III.1.2 colorations de la face dorsale et de la face ventrale différentes

III.1.2.1 coloration de la face dorsale sombre, avec une ligne médiane claire
Crapaud calamite

III.1.2.2 coloration de la face dorsale claire

III.1.2.2.1 dos grisâtre avec des points blancs, ventre gris foncé moucheté de points blancs
(deux bourrelets costaux bien visibles)

Alyte accoucheur

III.1.2.2.2 dos grisâtre avec des points blancs, ventre gris clair moucheté de points noirs
(taches jaunes sur les pattes postérieures)

Sonneur à ventre jaune

III.1.2.2.3 dos gris à verdâtre avec des taches sombres, ventre uniformément gris (ligne
caractéristique de petits points jaunes sur le flanc)

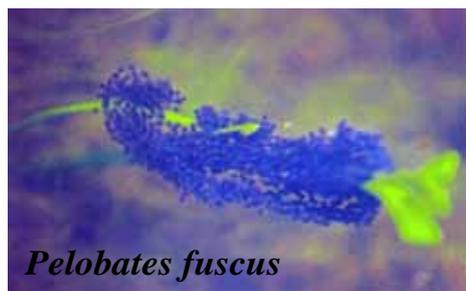
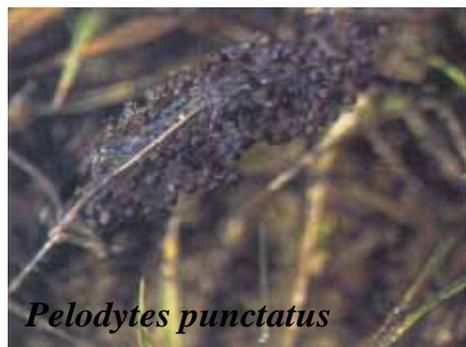
Pélodyte ponctué

III.2 peau de la face dorsale présentant un aspect lisse

- III.2.1 doigts des pattes postérieures portant des disques adhésifs **Rainette verte**
- III.2.2 présence d'un tubercule métatarsien proéminent sur les pattes postérieures
- III.2.2.1 tubercule métatarsien clair **Pélobate brun**
III.2.2.2 tubercule métatarsien noir **Pélobate cultripède**
- III.2.3 Griffes noires aux doigts des pattes postérieures **Xénope lisse**
- III.2.4 yeux gros et écartés (coloration dorsale allant du gris clair au brun foncé, souvent verdâtre)
- III.2.4.1 points noirs sur le dos, larges taches jaunes sur le ventre **Grenouille taureau**
- III.2.4.2 pas de points noirs sur le dos **Groupe de Grenouilles vertes**
- III.2.5 yeux petits et rapprochés (coloration dorsale allant du brun clair à foncé)
- III.2.5.1 coloration ventrale blanchâtre
- * tubercule plat ➤ ½ orteil **Grenouille rousse**
 - * tubercule assez saillant ⊙ ½ orteil **Grenouille agile**
 - * tubercule saillant > ½ orteil **Grenouille des champs**

Planches photographiques
des espèces décrites dans les clés de détermination

Pontes (Anoures)





Rana arvalis



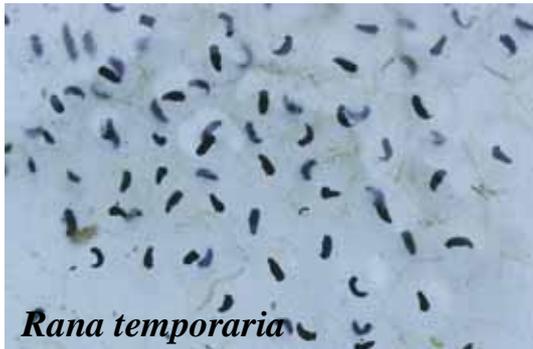
Rana Kl esculenta



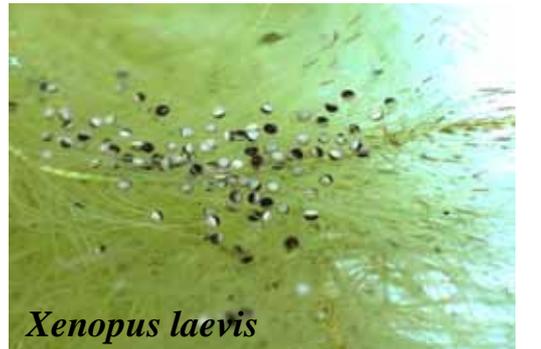
Rana dalmatina



Rana catesbeiana



Rana temporaria



Xenopus laevis

Larves (Urodèles)

Salamandra salamandra



Triturus alpestris



Triturus cristatus



Triturus helveticus



Triturus marmoratus



Triturus vulgaris



Têtards (Anoures)

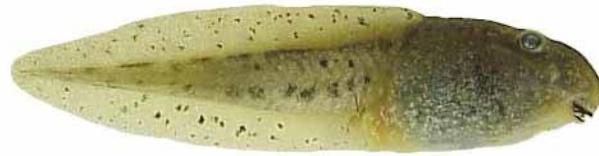
Bufo bufo



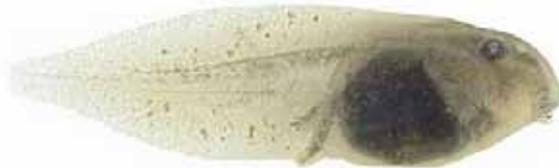
Bufo calamita



Alytes obstetricans



*Bombina
variegata*



Hyla arborea



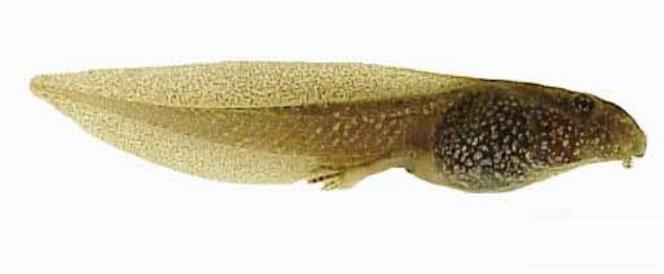
Rana arvalis



Rana dalmatina



Rana temporaria



Pelobates cultripipes



Pelobates fuscus



Pelodytes punctatus



Rana kl esculenta



Rana catesbeiana



Xenopus laevis



Liste des espèces concernées par cette notice

Urodèles :

Famille des Salamandidae

Salamandre tachetée, *Salamandra salamandra* (Linné, 1758)

Triton alpestre, *Triturus alpestris* (Laurenti, 1768)

Triton crêté, *Triturus cristatus* (Laurenti, 1768)

Triton palmé, *Triturus helveticus* (Razoumowski, 1789)

Triton marbré, *Triturus marmoratus* (Latreille, 1800)

Triton ponctué, *Triturus vulgaris* (Linné, 1758)

Anoures :

Famille des Bufonidae

Crapaud commun, *Bufo bufo* (Linné, 1758)

Crapaud calamite, *Bufo calamita* Laurenti, 1768

Famille des Discoglossidae

Alyte accoucheur, *Alytes obstetricans* (Laurenti, 1768)

Sonneur à ventre jaune, *Bombina variegata* (Linné, 1758)

Famille des Hylidae

Rainette verte, *Hyla arborea* (Linné, 1758)

Famille des Pelobatidae

Pélobate cultripède, *Pelobates cultripipes* (Cuvier, 1829)

Pélobate brun, *Pelobates fuscus* (Laurenti, 1768)

Famille des Peloditidae

Pélodyte ponctué, *Pelodytes punctatus* (Daudin, 1803)

Famille des Ranidae

Grenouille des champs, *Rana arvalis* Nilsson, 1842

Grenouille agile, *Rana dalmatina* Fitzinger, 1838

Grenouille rousse, *Rana temporaria* Linné, 1758

Grenouille verte, *Rana* kl. *esculenta* Linné, 1758

Grenouille de Graf, *Rana* kl. *grafi* Crochet, Dubois, Ohler & Tunner, 1995

Grenouille de Lessona, *Rana lessonae* Camerano, 1882

Grenouille de Pérez, *Rana perezii* Seoane, 1885

Grenouille rieuse, *Rana ridibunda* Pallas, 1771

Grenouille taureau, *Rana catesbeiana* Shaw, 1802

Famille des Pipidae

Xénope lisse, *Xenopus laevis* (Daudin, 1803)

Références

- ARNOLD N, OVENDEN D, 2004 - Le guide herpéto, 199 amphibiens et reptiles d'Europe, Ed Delachaux et Niestlé, 288 p.
- BEEBEE T.J.C., 1996 - Ecology and Conservation of Amphibians, Ed. Chapman & Hall, 214 p.
- DUGUET R, MELKI F, 2003 - Les Amphibiens de France, Belgique, et Luxembourg, Ed Parthénope Collection, 480 p.
- HEYER W.R., DONNELLY M.A., MCDIARMID R.W., HAYEK L.A.C., FOSTER M.S., 1994 - Measuring and Monitoring Biological Diversity, Standard Methods for Amphibians, Ed Smithsonian Institution Press, 364 p.
- MCDIARMID R.W., ALTIG R, 1999 - Tadpoles, the biology of anuran larvae, Ed the University of Chicago Press, 444 p.
- MIAUD C., MURATET J., 2004 - Identifier les œufs et les larves des amphibiens de France, INRA Editions, 200 p.
- MORAND A., 2001 - Conservation des zones humides méditerranéennes, Amphibiens & Reptiles, Ecologie et gestion, Ed. MedWet, 112 p.
- NOLLERT A, NOLLERT C., 2003 - Guide des Amphibiens d'Europe. Biologie, identification, répartition, Ed Delachaux et Niestlé, 383 p.
- OLSON D. H, WILLIAM P. L., BURY R.B., 1997 - Sampling Amphibians in Lentic Habitats, Ed Northwestern vertebrate Biology, 134 p.
- SALVADOR A, GARCIA PARIS M, 2001 - Anfibios Espanoles, Ed Esfagnos, 269 p.