

2016

DISEÑO DE UN PLAN DE SEGUIMIENTO DE
LAS POBLACIONES DE ANFIBIOS EN 10
PARQUES NACIONALES DE LA RED



ASOCIACION HERPETOLOGICA
ESPAÑOLA

Índice:

Justificación de los programas de seguimiento de anfibios	3
Fundamentos de los programas de seguimiento y técnicas estandarizadas para el muestreo de anfibios	4
Precauciones biosanitarias en programas de seguimiento de anfibios: enfermedades emergentes	5
Los Anfibios de los Parques Nacionales de España, listados de las especies presentes y mapas de distribución.	
1. Parque Nacional de Aigüestortes i Estany de Sant Maurici.	6
2. Parque Nacional de Cabañeros.	10
3. Parque Nacional de Doñana.	18
4. Parque Nacional Marítimo-Terrestre de las Islas Atlánticas de Galicia.	26
5. Parque Nacional de Monfragüe.	28
6. Parque Nacional de Ordesa y Monte Perdido.	36
7. Parque Nacional de los Picos de Europa.	41
8. Parque Nacional de la Sierra de Guadarrama.	47
9. Parque Nacional de Sierra Nevada.	57
10. Parque Nacional de Tablas de Daimiel.	62
Requerimientos y técnicas de muestreo en programas de seguimiento de poblaciones de anfibios.	69
Seguimiento (monitoring).	70
Técnicas de Seguimiento	72
1. Inventario exhaustivo.	73
2. Observación directa.	74
3. Muestreos acústicos.	75
4. Parcelas de muestreo.	76
5. Transectos.	77
6. Muestreo en parches.	78
7. Muestreos en sitios de puesta.	79
8. Vallas interceptoras y trampas de suelo.	80
9. Vallado de sitios de puesta.	81
10. Conteo de larvas.	82
Técnicas de marcaje	83
1. Numeración mediante frío o calor.	83
2. Tatuajes / panjet.	84
3. Corte de falanges.	84
4. Uso de patrones de diseño.	84
5. Implantación de polímeros/etiquetas	85
6. VIE (elastómeros de colores).	85

7. VIAAlpha (etiquetas alfanuméricas).	86
8. PIT-TAGS (transponders).	86
9. Radiotransmisores	86
Estimas de tamaño poblacional	87
Propuesta de seguimiento de anfibios en la red de Parques Nacionales.	88
Fichas tipo para los seguimientos	95

Justificación de los programas de seguimiento de anfibios

Los anfibios proporcionan multitud de servicios ecosistémicos. Por desgracia, el estado de conservación de los anfibios a nivel global es realmente preocupante. Las causas del declive global de los anfibios son múltiples y variadas, y su acción sinérgica han convertido a los anfibios en los vertebrados más amenazados.

En un contexto de declive generalizado de anfibios, los programas de seguimiento son fundamentales para conocer en detalle las tendencias de sus poblaciones. Sólo el conocimiento temprano de estas tendencias nos permitirán identificar problemas ambientales, y emprender acciones de conservación eficaces.

Los programas de seguimiento de anfibios pueden ser desarrollado por voluntarios (ciencia ciudadana), por el personal de los espacios protegidos o por personal especializado contratado. Sin embargo, el nivel de estudio requerido, la especial biología de los anfibios y la problemática de su conservación hacen que, aunque los programas de ciencia ciudadana sean complemento ideal de los programas realizados por personal especializado, no puedan sustituir a estos.



Fundamentos de los programas de seguimiento y técnicas estandarizadas para el muestreo de anfibios

Los programas de seguimiento ('monitoring') persiguen obtener datos de abundancia de las especies con objeto de inferir sus tenencias poblacionales.

El primer paso en un programa de seguimiento consiste en definir la escala espacial objeto de estudio. Aleatorizar y replicar los sitios de muestreo es fundamental para poder utilizar técnicas estadísticas en el análisis de los datos obtenidos, aunque no siempre es posible.

Un conjunto de datos generales y ambientales son imprescindibles para poder interpretar los resultados obtenidos.

Las técnicas de muestreo a emplear dependerán de varios factores y, en general, siempre será necesario recurrir a varias técnicas distintas para cubrir todas las especies y la variabilidad ambiental.

Existen unas diez técnicas de muestreo estandarizadas que pueden usarse en el seguimiento de anfibios, y que varían en el tiempo que requieren y en su coste económico y humano.

Las técnicas de muestreo que requieren menor esfuerzo sólo proporcionan abundancias relativas y no densidades, pero pueden combinarse con técnicas de marcaje-recaptura para obtener estimas precisas de tamaños poblacionales.

Existen varias técnicas para el marcaje de anfibios, tanto de forma colectiva como individual, siendo los más usados los elastómeros de colores y los microchips.

Los programas de seguimiento de poblaciones de anfibios del PN Sierra de Guadarrama y del PN Picos de Europa se implantaron en 1999 y 2007, respectivamente, y han conseguido registrar declives poblacionales asociados con enfermedades emergentes.

Precauciones biosanitarias en programas de seguimiento de anfibios: enfermedades emergentes.

Las enfermedades emergentes de anfibios están produciendo mortalidades masivas y declives poblacionales severos en todo el mundo. España es especialmente vulnerable a estas enfermedades, y los espacios protegidos no están a salvo de este problema.

Los anfibios del PN Sierra de Guadarrama y del PN Picos de Europa han sufrido declives poblacionales dramáticos por acción de hongos y virus específicos, respectivamente.

Se han sugerido diferentes métodos para mitigar el impacto de las enfermedades emergentes de anfibios, y aunque se han conseguido avances significativos recientemente, aún es necesario mucha investigación para garantizar la supervivencia de los anfibios.

La mejor forma de luchar contra las enfermedades infecciosas es impedir su dispersión, por lo que resulta esencial adoptar medidas de bioseguridad durante los trabajos de campo con anfibios.



ANFIBIOS DE LOS PARQUES NACIONALES DE ESPAÑA

1.- Parque Nacional de Aigüestortes i Estany de Sant Maurici.

Representa los ecosistemas de la alta montaña pirenaica y constituye una magnífica muestra de la acción de los glaciares del Cuaternario.

Situado entre los ríos Noguera Pallaresa y Noguera Ribagorzana, el Parque se compone de dos valles opuestos por sus cabeceras: el de Sant Nicolau, orientado hacia el oeste, al cual se accede desde el pueblo de Boí, y el del l'Escrita, orientado al este, con centro en Espot. Las cabeceras de ambos valles se unen en el Portarró d'Espot, un collado de 2.423 m de altitud. La cima más elevada es el pico del Comaloforno, con sus 3.033 m, pero el más conocido y símbolo del Parque es el macizo de Els Encantats, dos inmensas moles que se elevan hasta los 2.747 m frente al estany de Sant Maurici. Las aigüestortes que se encuentran en el valle de Sant Nicolau son de gran extensión y constituyen un lugar paradigmático dentro del Parque, tanto es así que han dado nombre al Parque Nacional.

Listado de anfibios presentes en el Parque:

Caudata Scopoli, 1777

Familia Salamandridae Goldfuss, 1820

Género *Calotriton* Gray, 1858

Calotriton asper (Dugès, 1852)

Género *Salamandra* Laurenti, 1768

Salamandra salamandra (Linnaeus, 1758)

Anura Rafinesque, 1815

Familia Alytidae Fitzinger, 1843

Género *Alytes* Wagler, 1829

Alytes obstetricans (Laurenti, 1768)

Familia Bufonidae Laurenti, 1768

Género *Bufo* Laurenti, 1768

Bufo spinosus Daudin, 1803

Familia Ranidae Rafinesque, 1814

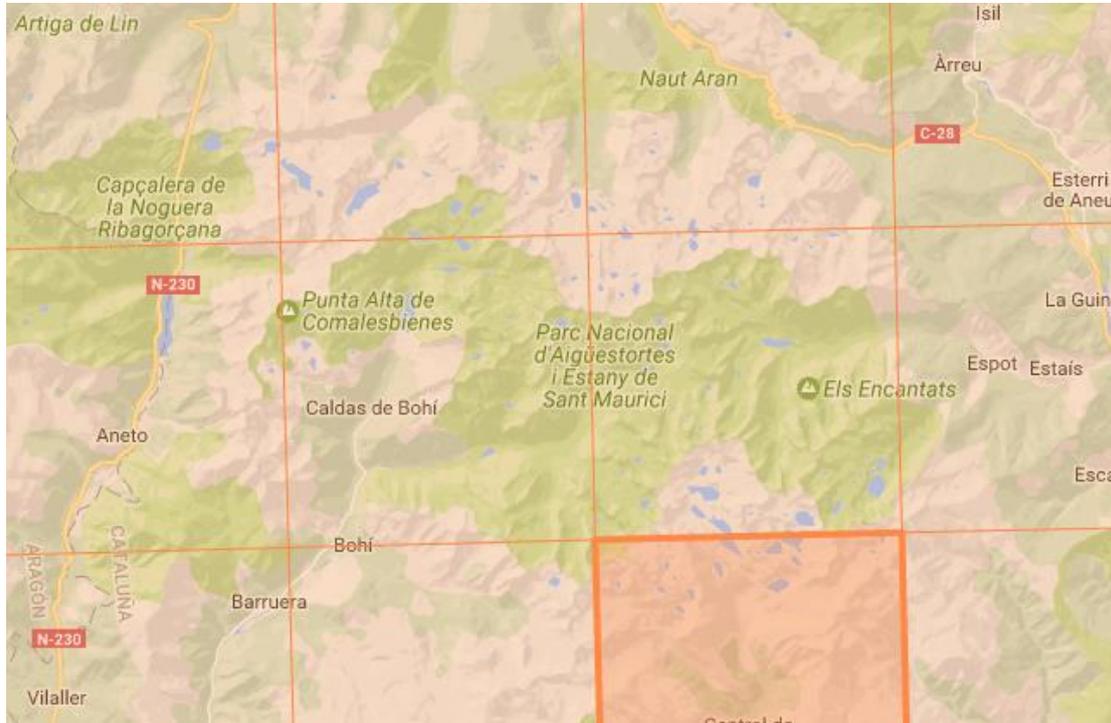
Género *Rana* Linnaeus, 1758

Rana temporaria Linnaeus, 1758

Distribución de las especies de anfibios en el Parque

Calotriton asper

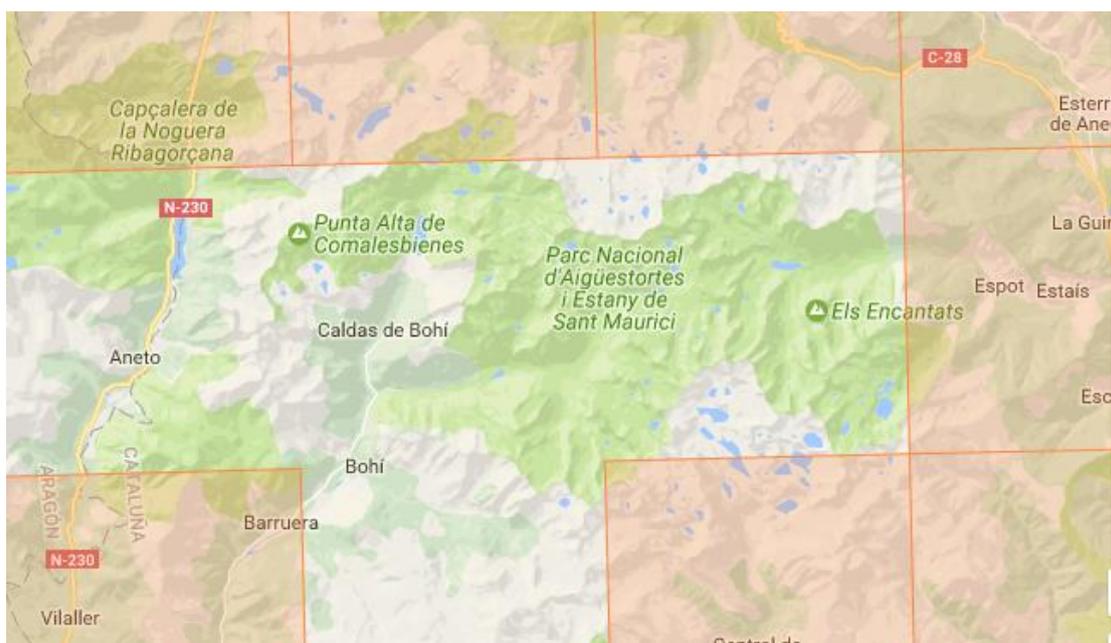
Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



7

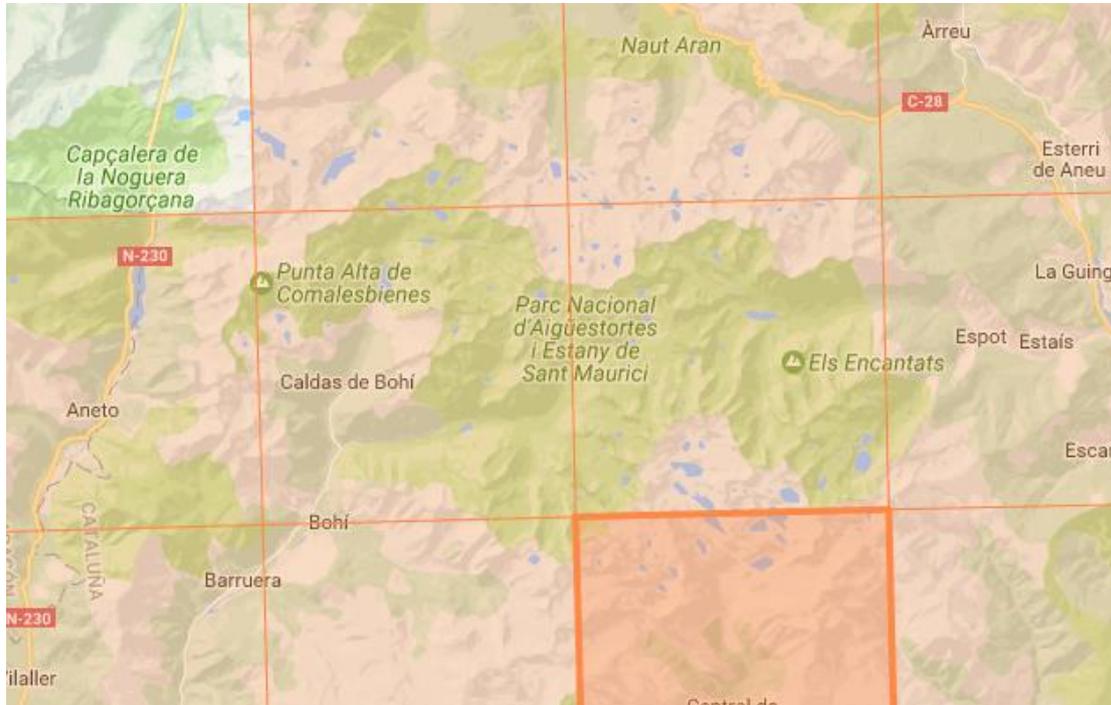
Salamandra salamandra

Se distribuye por las zonas más bajas del Parque Nacional, ocupando las cuadrículas 10x10 km con menos altura del Parque.



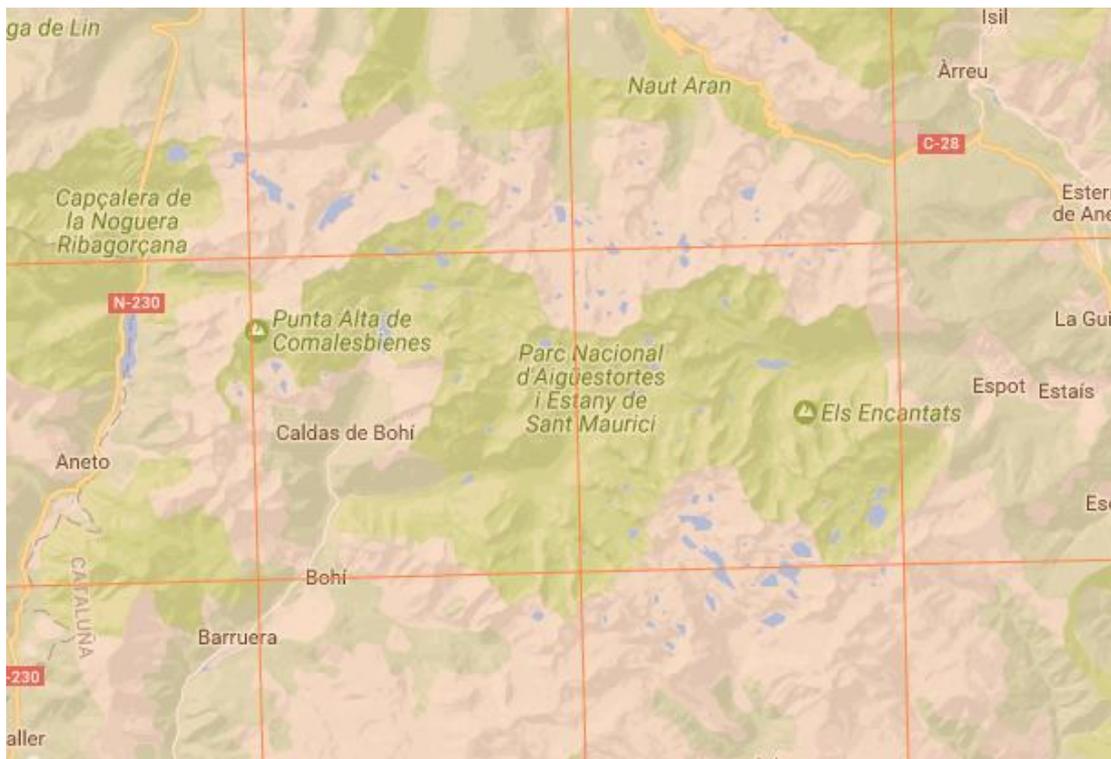
Alytes obstetricans

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



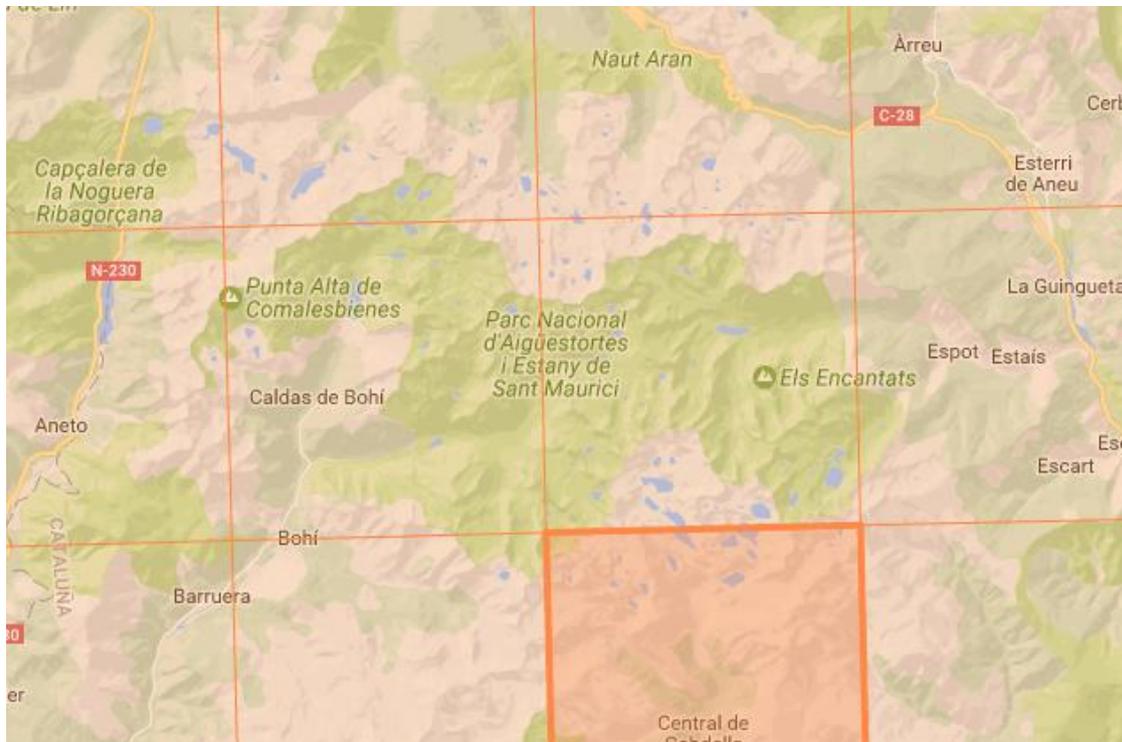
Bufo spinosus

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



Rana temporaria

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



2.- Parque Nacional de Cabañeros.

Representa el bosque mediterráneo, siendo uno de los rincones protegidos más valiosos de los Montes de Toledo, comarca situada en la submeseta meridional, en pleno centro de España, en las provincias de Ciudad Real y Toledo.

Carece de la espectacularidad de las montañas, del misterio los umbríos bosques atlánticos y de la ebullición de vida de los humedales. Sin embargo, los viejos encinares, alcornocales, y el aromático matorral mediterráneo, son el más genuino paisaje ibérico.

10

Listado de anfibios presentes en el Parque:

Caudata Scopoli, 1777

Familia Salamandridae Goldfuss, 1820

Género *Pleurodeles* Michahelles, 1830

Pleurodeles waltl Michahelles, 1830

Género *Salamandra* Laurenti, 1768

Salamandra salamandra (Linnaeus, 1758)

Género *Triturus* Rafinesque, 1815

Triturus pygmaeus (Wolterstorff, 1905)

Género *Lissotriton* Bell, 1839

Lissotriton boscai (Lataste, 1879)

Anura Rafinesque, 1815

Familia Alytidae Fitzinger, 1843

Género *Alytes* Wagler, 1829

Alytes cisternasii Boscá, 1879

Género *Discoglossus* Oth, 1837

Discoglossus galganoi Capula, Nascetti, Lanza, Crespo & Bullini 1985

Familia Pelobatidae Bonaparte, 1850

Género *Pelobates* Wagler, 1830

Pelobates cultripes (Cuvier, 1829)

Familia Pelodytidae Bonaparte, 1850

Género *Pelodytes* Bonaparte, 1838

Pelodytes punctatus (Daudin, 1802)

Familia Bufonidae Laurenti, 1768

Género *Bufo* Laurenti, 1768

Bufo spinosus Daudin, 1803

Bufo calamita (Laurenti, 1768)

Familia Hylidae Rafinesque, 1814

Género *Hyla* Laurenti, 1768

Hyla molleri (Bedriaga, 1890)

Familia Ranidae Rafinesque, 1814

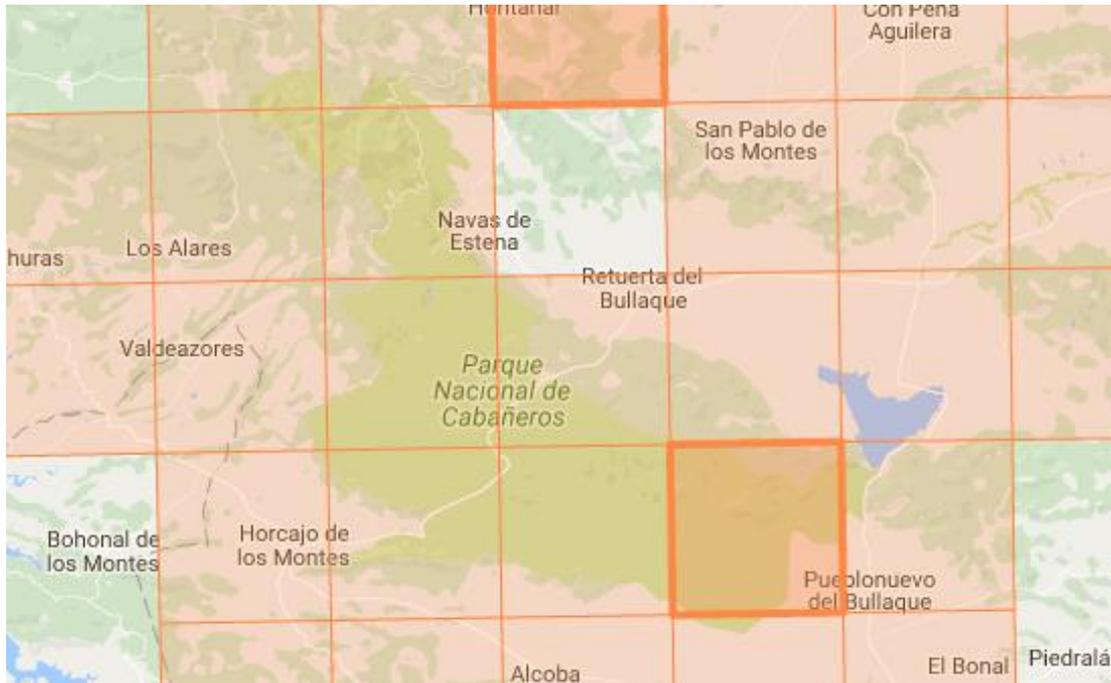
Género *Pelophylax* Fitzinger, 1843

Pelophylax perezii (Seoane, 1885)

Distribución de las especies de anfibios en el Parque

Pleurodeles waltl

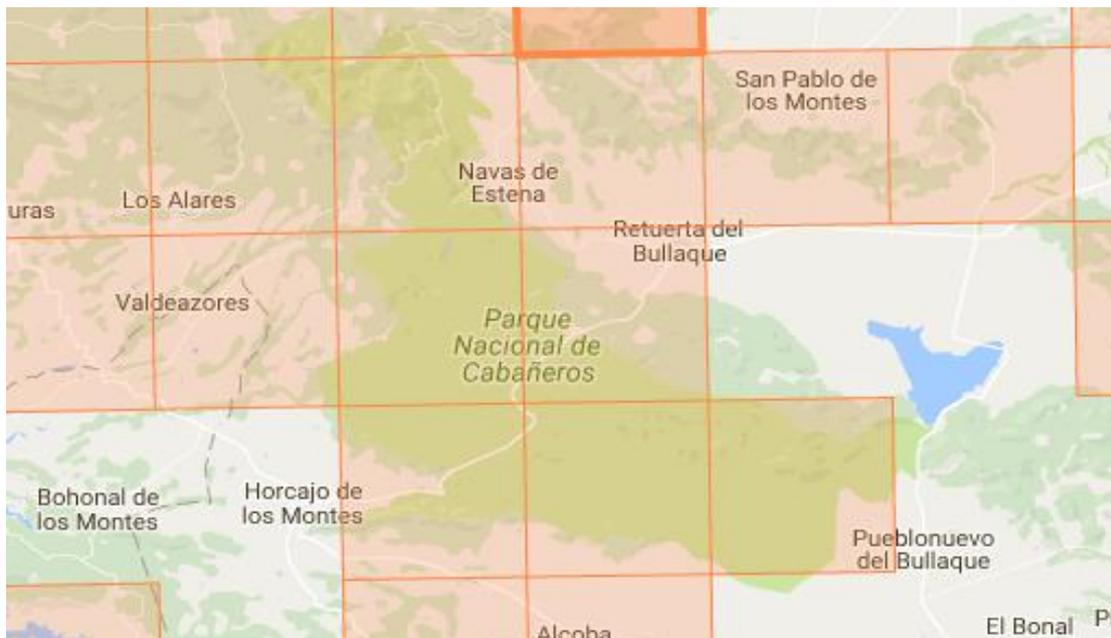
Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



12

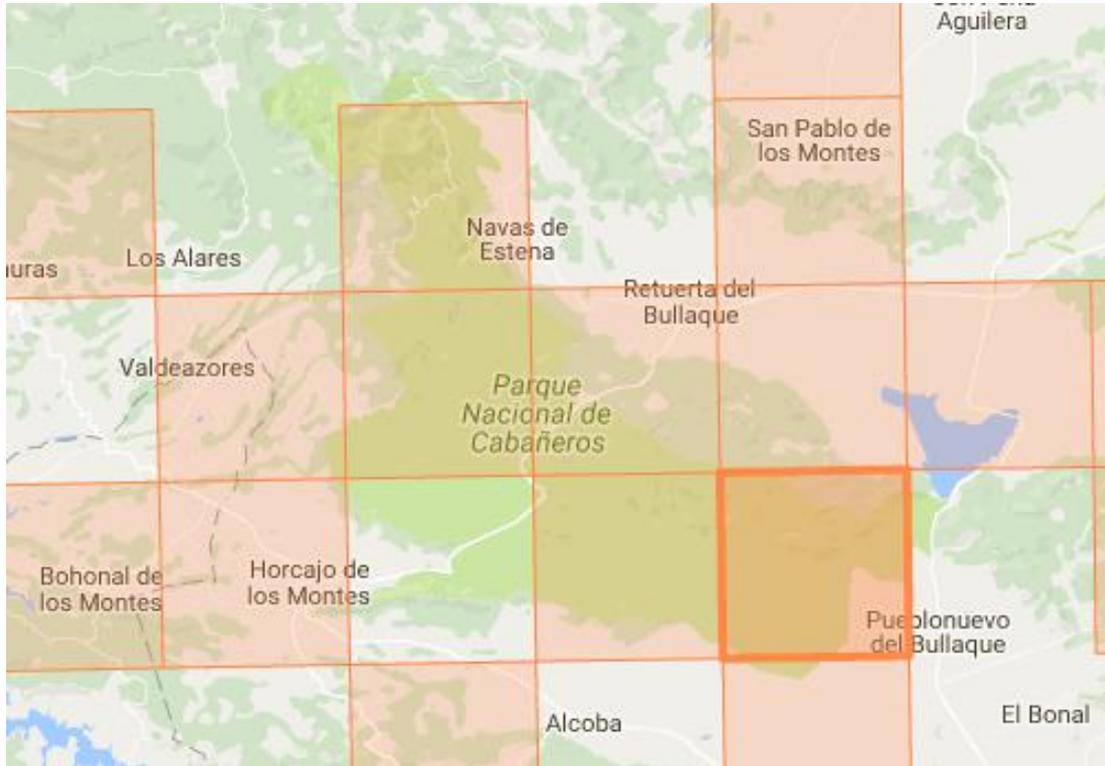
Salamandra salamandra

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



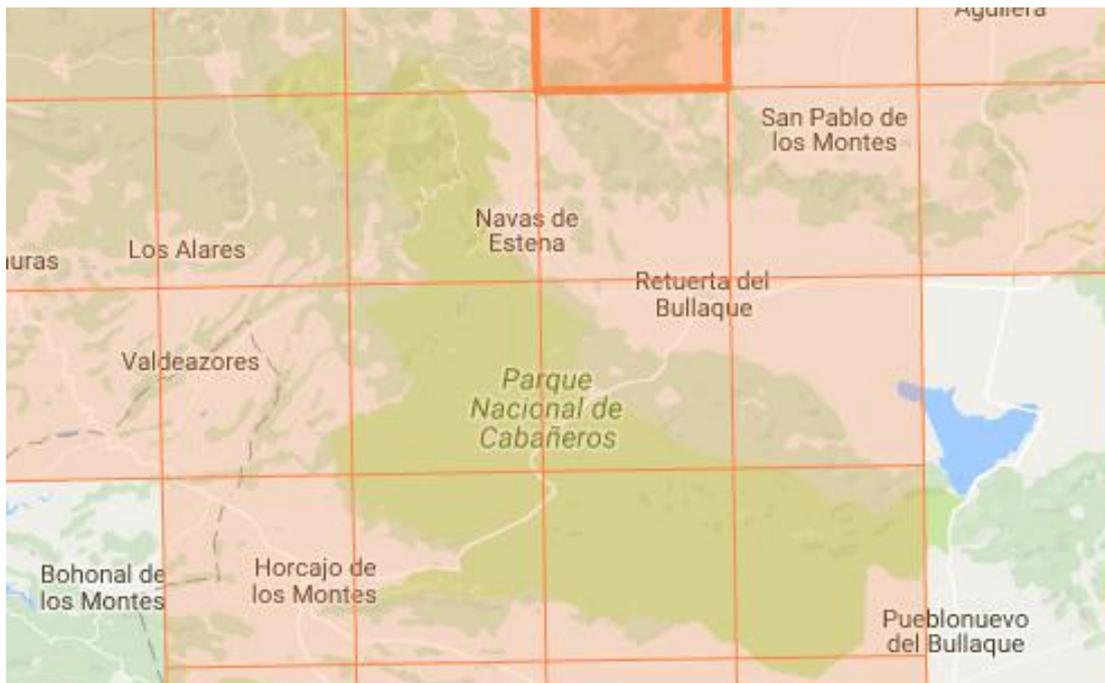
Triturus pygmaeus

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando casi todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



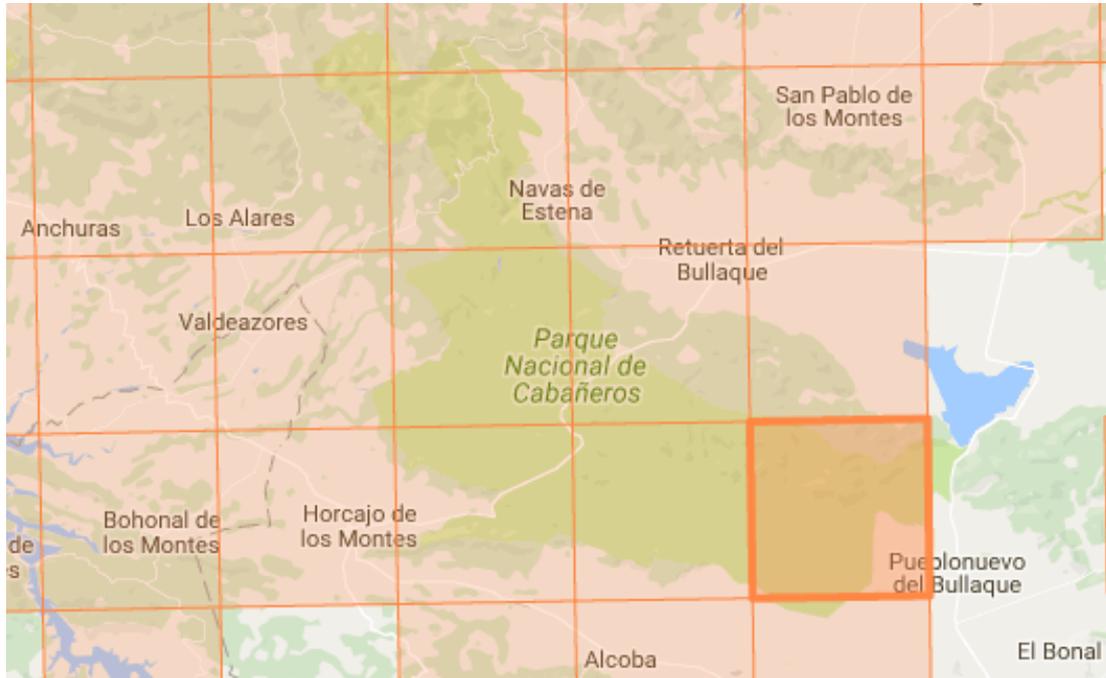
Lissotriton boscai

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



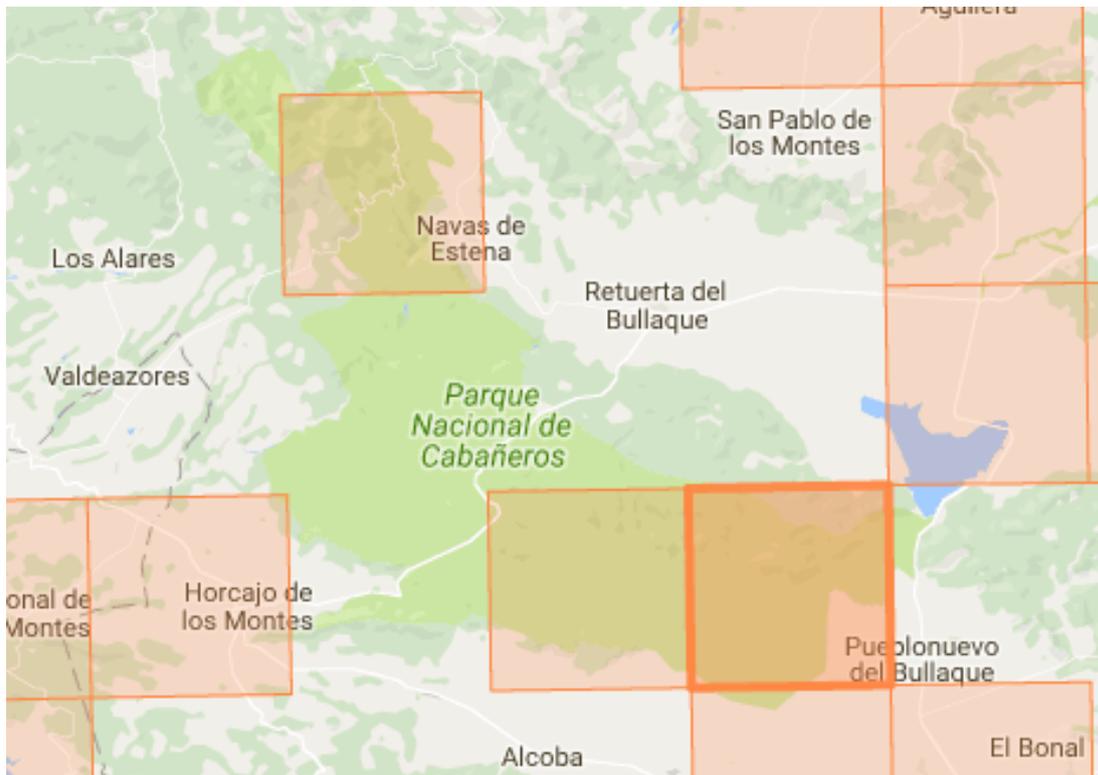
Alytes cisternasii

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



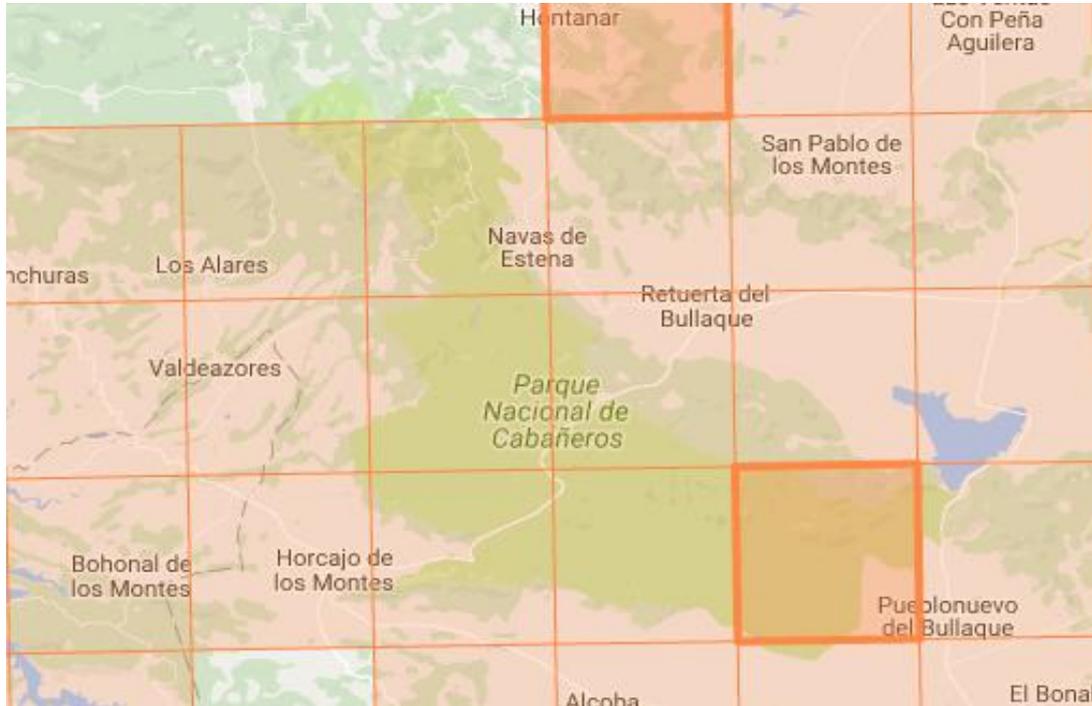
Discoglossus galganoi

Se distribuye por la zona norte y sureste del Parque Nacional, ocupando solo tres cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



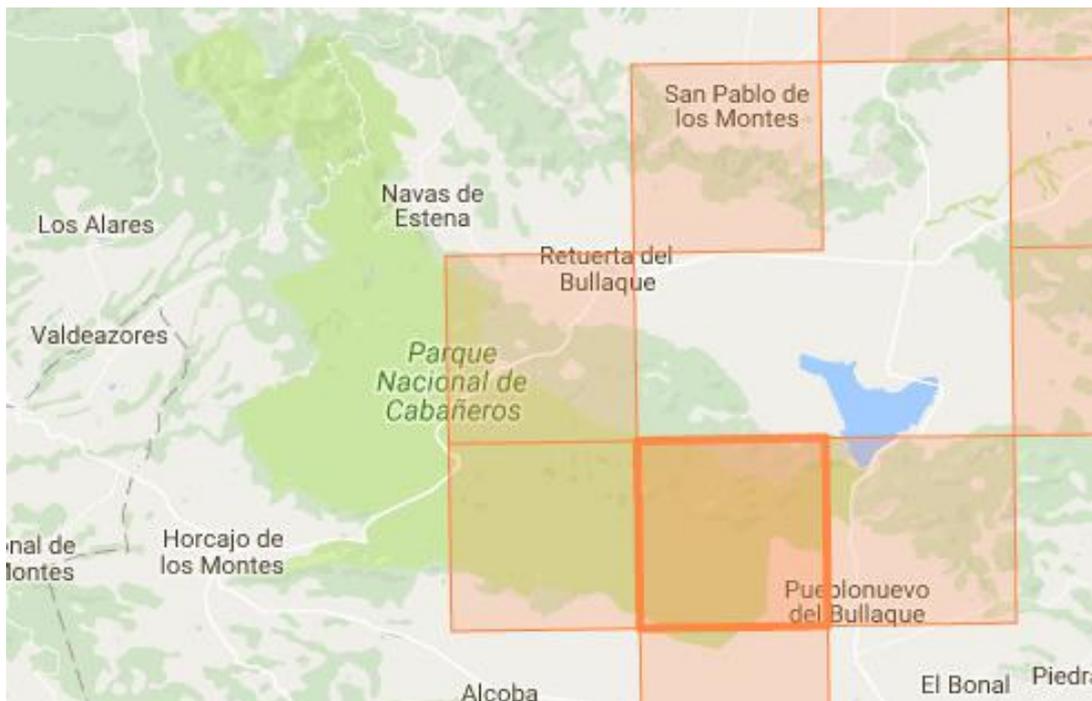
Pelobates cultripes

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida, faltando exclusivamente en las zonas más altas del Parque.



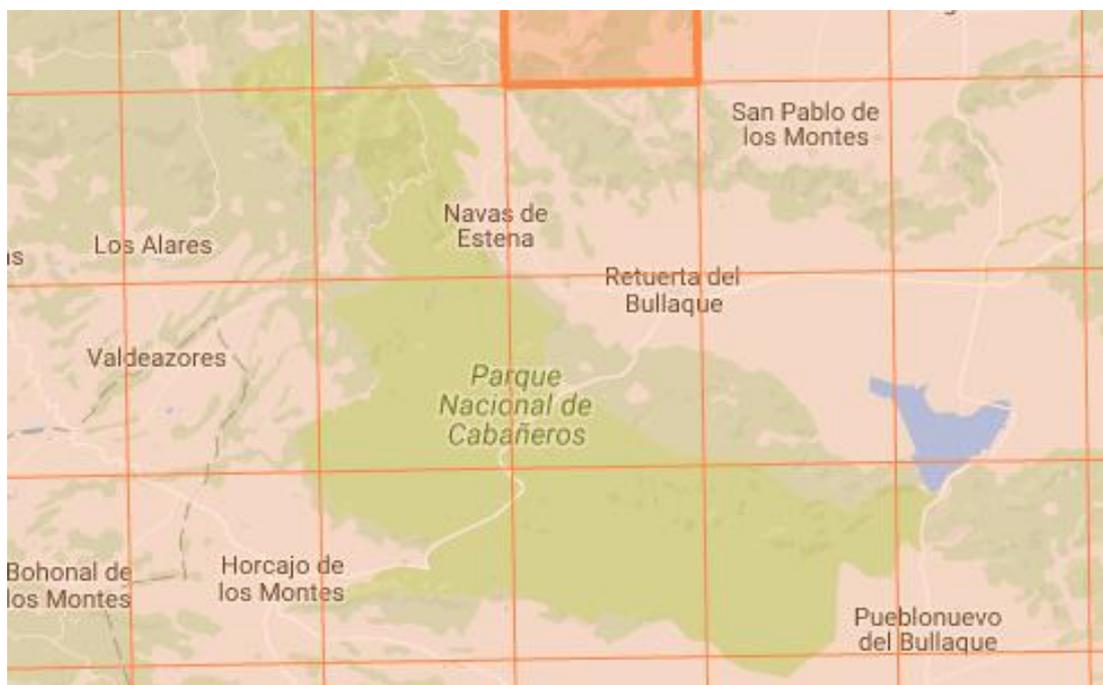
***Pelodytes punctatus* (Daudin, 1802)**

Se distribuye por el sureste del Parque Nacional, ocupando tres cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



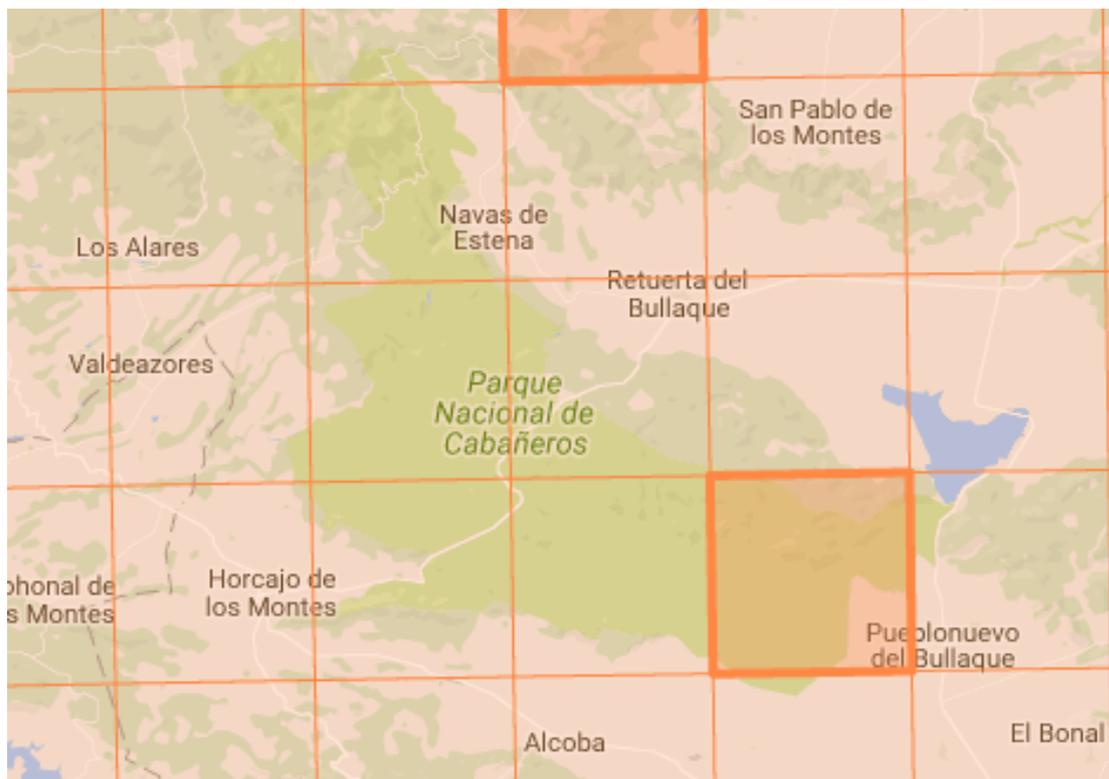
***Bufo spinosus* Daudin, 1803**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



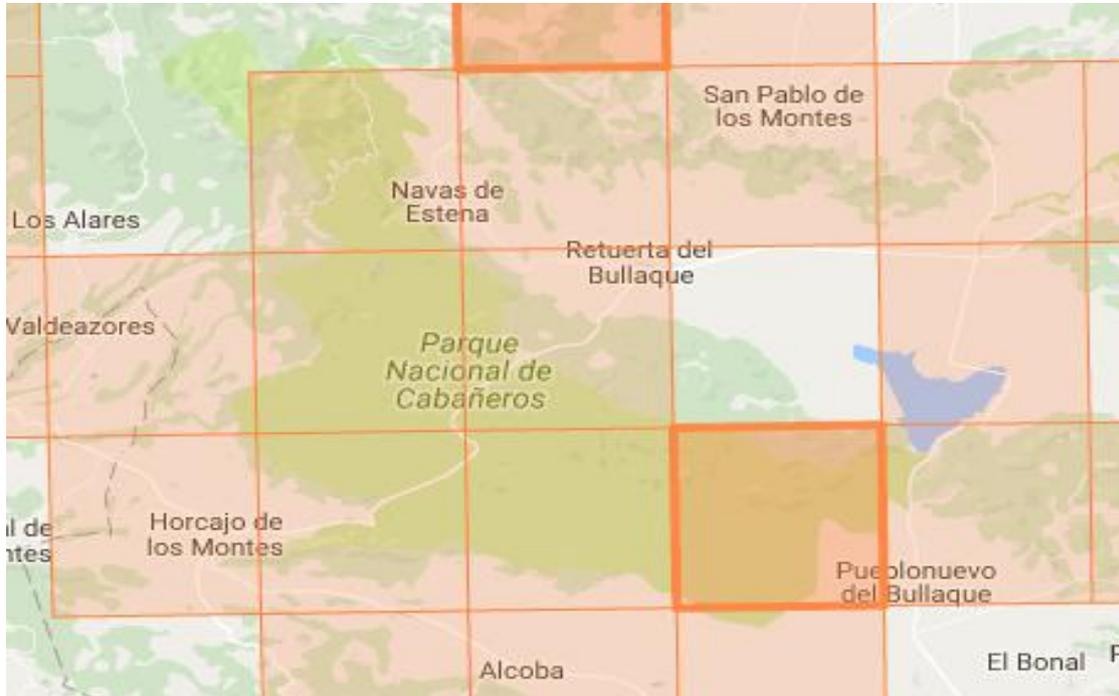
***Bufo calamita* (Laurenti, 1768)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



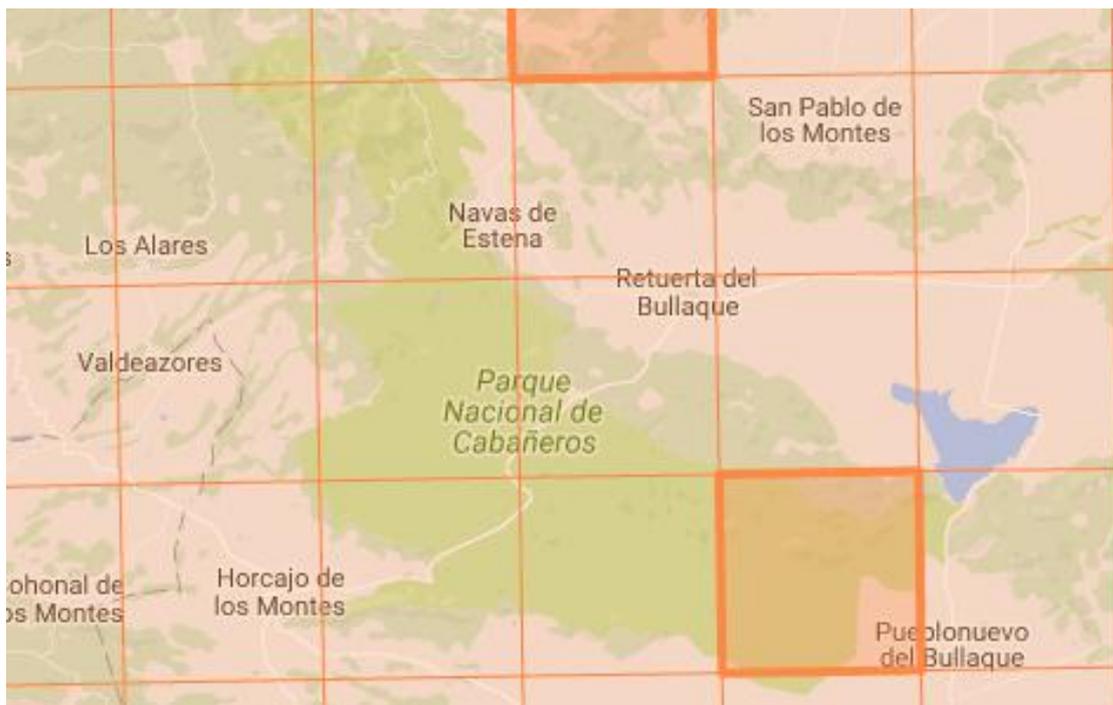
***Hyla molleri* (Bedriaga, 1890)**

Se distribuye por casi la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida, faltando en la zonas mas montanas del norte y este del Parque.



***Pelophylax perezi* (Seoane, 1885)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



3.- Parque Nacional de Doñana.

El Parque Nacional de Doñana es un mosaico de ecosistemas que albergan una biodiversidad única en Europa. Destaca sobre todo la marisma, de extraordinaria importancia como lugar de paso, cría e invernada para miles de aves europeas y africanas. En el Parque viven especies únicas, y en serio peligro de extinción, como el águila imperial ibérica y el lince ibérico.

Doñana supone la confluencia de un conjunto de ecosistemas (playa, dunas, cotos, marisma...) que dotan a este Parque de una personalidad única.

18

Listado de anfibios presentes en el Parque:

Caudata Scopoli, 1777

Familia Salamandridae Goldfuss, 1820

- Género *Pleurodeles* Michahelles, 1830
 - Pleurodeles waltl* Michahelles, 1830
- Género *Triturus* Rafinesque, 1815
 - Triturus pygmaeus* (Wolterstorff, 1905)
- Género *Lissotriton* Bell, 1839
 - Lissotriton boscai* (Lataste, 1879)

Anura Rafinesque, 1815

Familia Alytidae Fitzinger, 1843

- Género *Alytes* Wagler, 1829
 - Alytes cisternasii* Boscá, 1879
- Género *Discoglossus* Otth, 1837
 - Discoglossus galganoi* Capula, Nascetti, Lanza, Crespo & Bullini 1985

Familia Pelobatidae Bonaparte, 1850

- Género *Pelobates* Wagler, 1830
 - Pelobates cultripes* (Cuvier, 1829)

Familia Pelodytidae Bonaparte, 1850

- Género *Pelodytes* Bonaparte, 1838
 - Pelodytes ibericus* Sánchez-Herráiz, Barbadillo, Machordom & Sanchiz, 2000

Familia Bufonidae Laurenti, 1768

- Género *Bufo* Laurenti, 1768
 - Bufo spinosus* Daudin, 1803
 - Bufo calamita* (Laurenti, 1768)

Familia Hylidae Rafinesque, 1814

Género *Hyla* Laurenti, 1768
Hyla meridionalis Boettger, 1874

Familia Ranidae Rafinesque, 1814

Género *Pelophylax* Fitzinger, 1843
Pelophylax perezii (Seoane, 1885)

Distribución de las especies de anfibios en el Parque

Pleurodeles waltl Michahelles, 1830

Se distribuye por todo el Parque Nacional, excepto en las zona este del mismo.



20

Triturus pygmaeus (Wolterstorff, 1905)

Se distribuye por todo el Parque Nacional de forma irregular, excepto en las zona este del mismo.



***Lissotriton boscai* (Lataste, 1879)**

Se distribuye por todo el Parque Nacional de forma irregular, ocupando la zona oeste y central del parque.



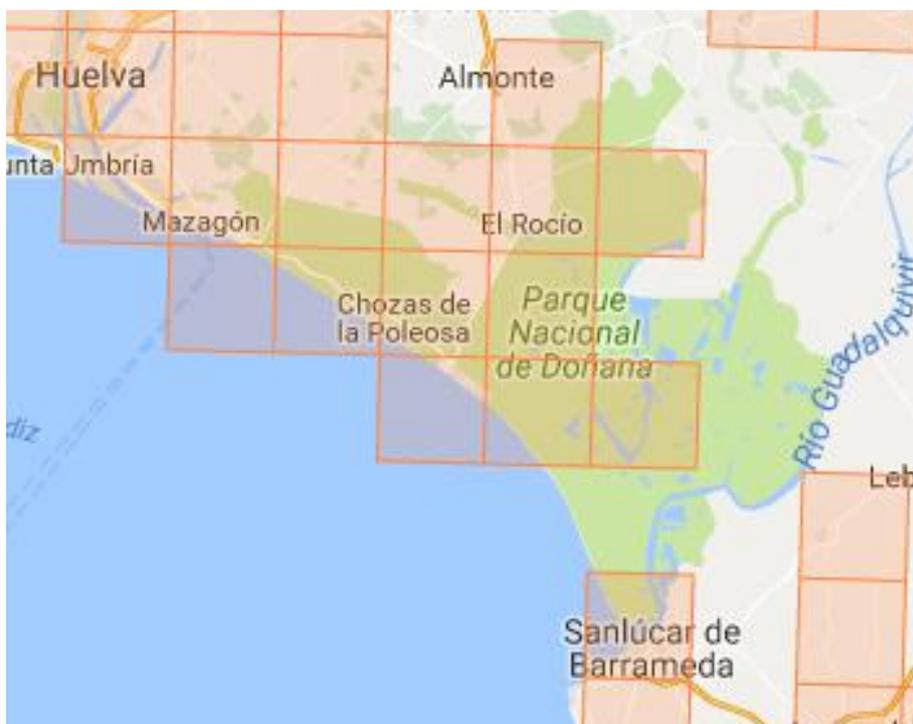
***Alytes cisternasii* Boscá, 1879**

Se distribuye exclusivamente en la zona norte del Parque Nacional.



***Discoglossus galganoi* Capula, Nascetti, Lanza, Crespo & Bullini 1985**

Se distribuye por todo el Parque Nacional de forma irregular, ocupando la zona oeste y central del parque.



***Pelobates cultripes* (Cuvier, 1829)**

Se distribuye por todo el Parque Nacional de forma irregular, siendo más escaso en la zona este del mismo.



***Pelodytes ibericus* Sánchez-Herráiz, Barbadillo, Machordom & Sanchiz, 2000**

Se distribuye de forma irregular por todo el Parque Nacional, siendo más escaso en la zona este del mismo.



***Bufo spinosus* Daudin, 1803**

Se distribuye de forma irregular por todo el Parque Nacional, siendo más escaso en la zona este del mismo.



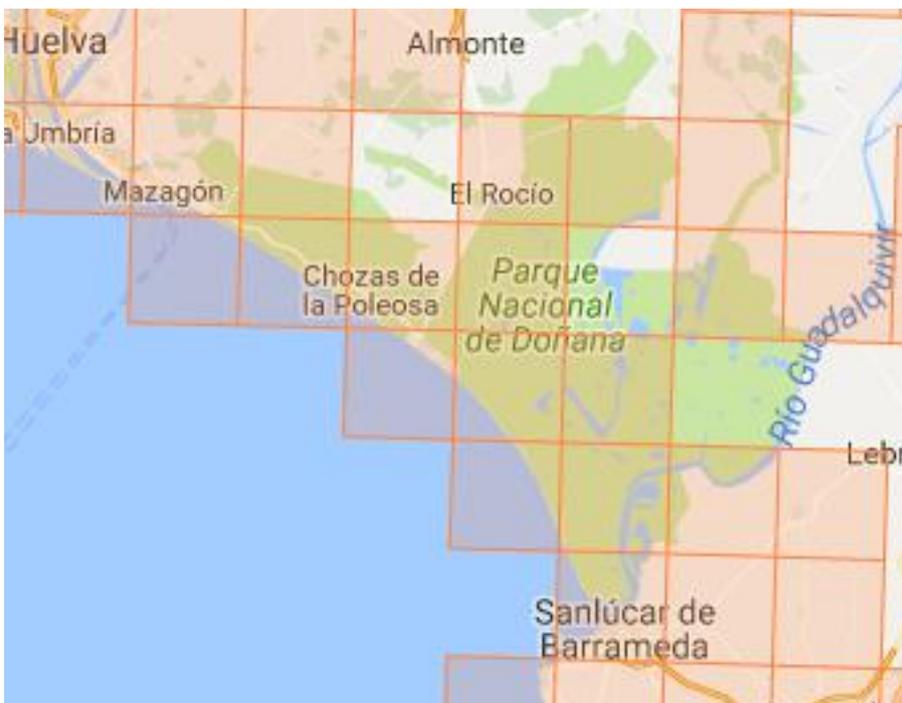
***Bufo calamita* (Laurenti, 1768)**

Se distribuye de forma irregular por todo el Parque Nacional, siendo más escaso en la zona este del mismo.



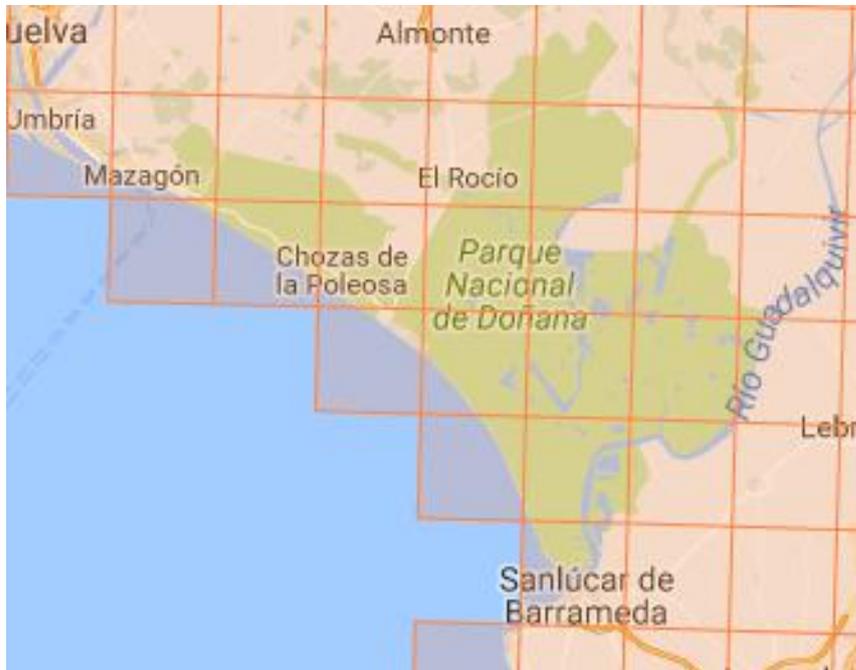
***Hyla meridionalis* Boettger, 1874**

Se distribuye por todo el parque, volviéndose escasa en la zona norte del mismo.



***Pelophylax perezii* (Seoane, 1885)**

Se distribuye de forma generalizada por todo el Parque.



4.- Parque Nacional Marítimo-Terrestre de las Islas Atlánticas de Galicia.

El Parque Nacional Marítimo-Terrestre de las Islas Atlánticas de Galicia está compuesto por los Archipiélagos de Cíes, Ons, Sálvora y Cortegada y las aguas de su entorno. Las islas forman parte de una cadena montañosa que se hundió en el mar hace varios millones de años. El hecho de que Cíes, Ons y Sálvora cierren en parte la entrada de las rías en las que se encuentran enclavadas, favorece que las aguas de estos profundos golfos queden a resguardo de los temporales del Atlántico, siendo muy distinto el estado del mar en sus dos vertientes, con mucha mayor capacidad de erosión en el oeste. Esto condiciona, en gran medida, el contrastado aspecto de ambas vertientes, con acantilados en el oeste y playas en el este. Formadas básicamente por granito, el relieve de las Cíes es abrupto, siendo un poco más suave en Ons, bastante más en Sálvora y prácticamente llano en Cortegada.

Listado de anfibios presentes en el Parque:

Caudata Scopoli, 1777

Familia Salamandridae Goldfuss, 1820

Género *Salamandra* Laurenti, 1768

Salamandra salamandra (Linnaeus, 1758)

Género *Lissotriton* Bell, 1839

Lissotriton boscai (Lataste, 1879)

Anura Rafinesque, 1815

Familia Alytidae Fitzinger, 1843

Género *Alytes* Wagler, 1829

Alytes obstetricans (Laurenti, 1768)

Género *Discoglossus* Otth, 1837

Discoglossus galganoi Capula, Nascetti, Lanza, Crespo & Bullini 1985

Distribución de las especies de anfibios en el Parque

Salamandra salamandra (Linnaeus, 1758)



Lissotriton boscai (Lataste, 1879)



S. salamandra esta presente en las Islas Cies y la Isla de Ons, estando ausente en Sálvora y Cortegada.

L. boscai esta presente en la Isla de Ons y Sálvora, estando ausente en las Islas Cies y Cortegada.

Discoglossus galganoi Capula, 1985



D. galganoi esta presente en la Isla de Ons, Sálvora y Cortegada, estando posiblemente extinta en las Islas Cies, ya que no se localiza desde el año 2001.

5.- Parque Nacional de Monfragüe.

Monfragüe se encuentra aproximadamente en el centro de la provincia de Cáceres, en el triángulo que formarían las conocidas ciudades de Plasencia, Trujillo y Cáceres. Su eje vertebrador lo constituye el río Tajo a su paso por suaves montañas rodeadas de extensas dehesas.

Monfragüe, con 18.396 hectáreas, fue el primer espacio protegido de Extremadura. Se declaró Parque Natural el 4 de abril de 1979, tras varios años de lucha para evitar que las plantaciones de eucaliptos aterrizaran y eliminaran el matorral y bosque autóctono, hábitat de gran cantidad de fauna amenazada.

Listado de anfibios presentes en el Parque:

Caudata Scopoli, 1777

Familia Salamandridae Goldfuss, 1820

Género *Pleurodeles* Michahelles, 1830

Pleurodeles waltl Michahelles, 1830

Género *Salamandra* Laurenti, 1768

Salamandra salamandra (Linnaeus, 1758)

Género *Triturus* Rafinesque, 1815

Triturus pygmaeus (Wolterstorff, 1905)

Género *Lissotriton* Bell, 1839

Lissotriton boscai (Lataste, 1879)

Anura Rafinesque, 1815

Familia Alytidae Fitzinger, 1843

Género *Alytes* Wagler, 1829

Alytes cisternasii Boscá, 1879

Género *Discoglossus* Otth, 1837

Discoglossus galganoi Capula, Nascetti, Lanza, Crespo & Bullini 1985

Familia Pelobatidae Bonaparte, 1850

Género *Pelobates* Wagler, 1830

Pelobates cultripes (Cuvier, 1829)

Familia Bufonidae Laurenti, 1768

Género *Bufo* Laurenti, 1768

Bufo spinosus Daudin, 1803

Bufo calamita (Laurenti, 1768)

Familia Hylidae Rafinesque, 1814

Género *Hyla* Laurenti, 1768

Hyla molleri (Bedriaga, 1890)

Familia Ranidae Rafinesque, 1814

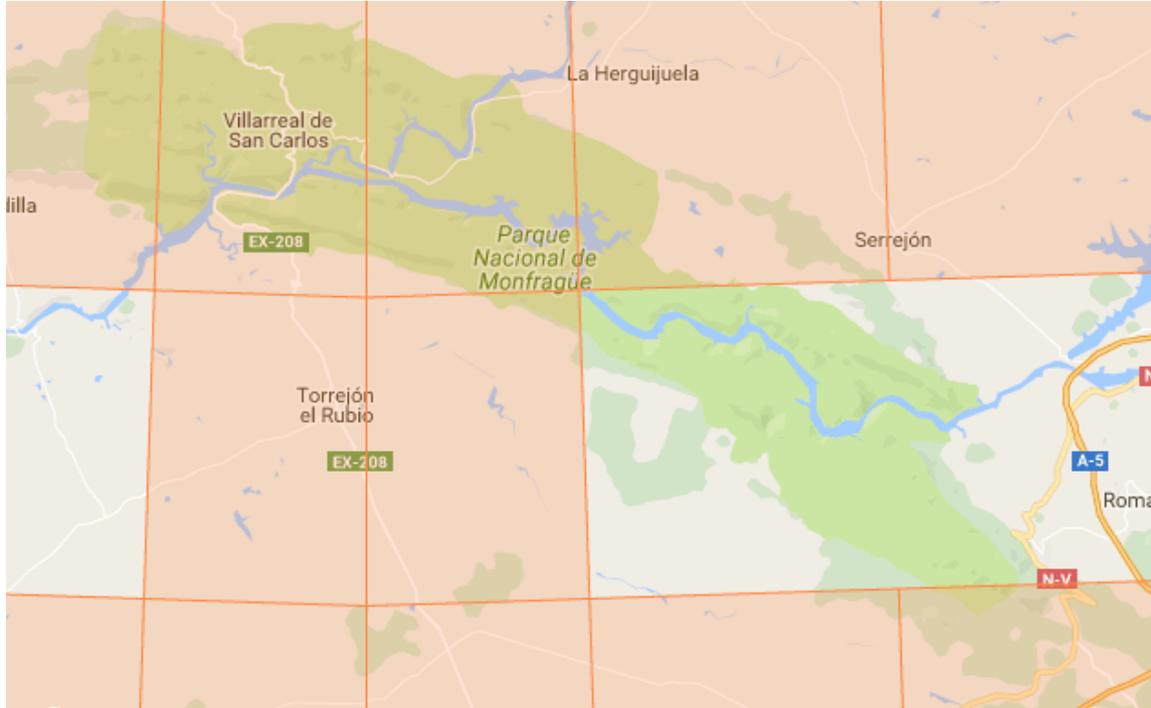
Género *Pelophylax* Fitzinger, 1843

Pelophylax perezii (Seoane, 1885)

Distribución de las especies de anfibios en el Parque

Pleurodeles waltl Michahelles, 1830

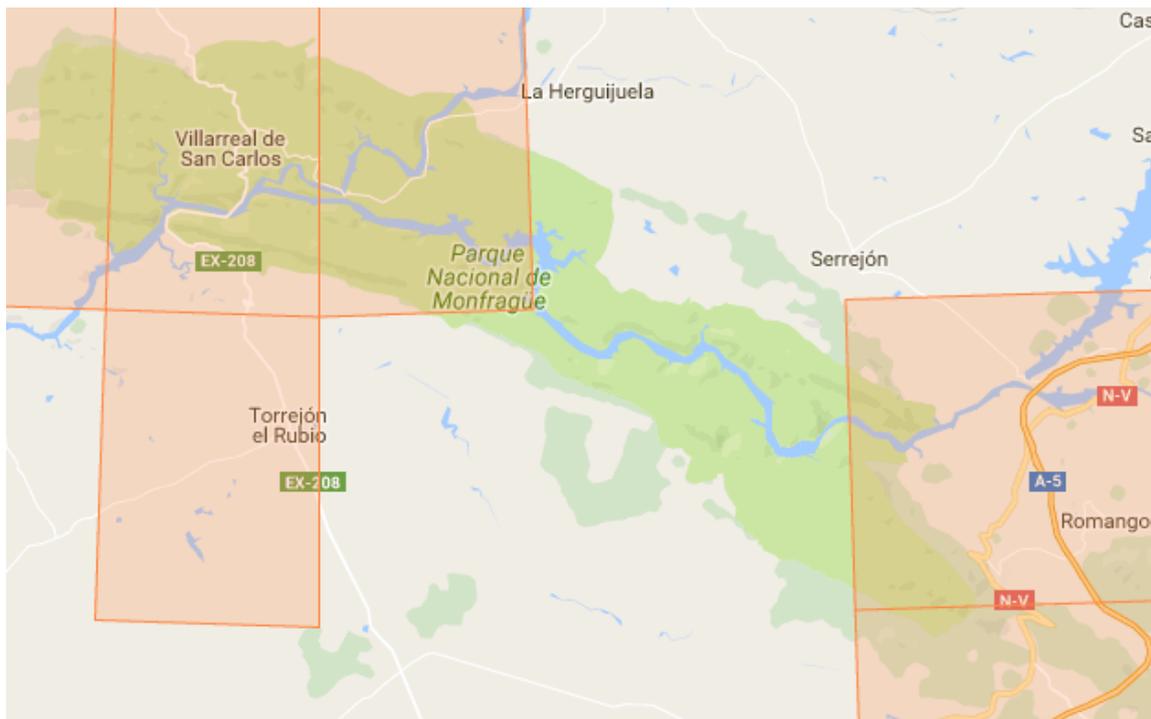
Presente en la mitad oeste del Parque Nacional.



30

Salamandra salamandra (Linnaeus, 1758)

Presente en la parte oeste, y en el sur del Parque Nacional.



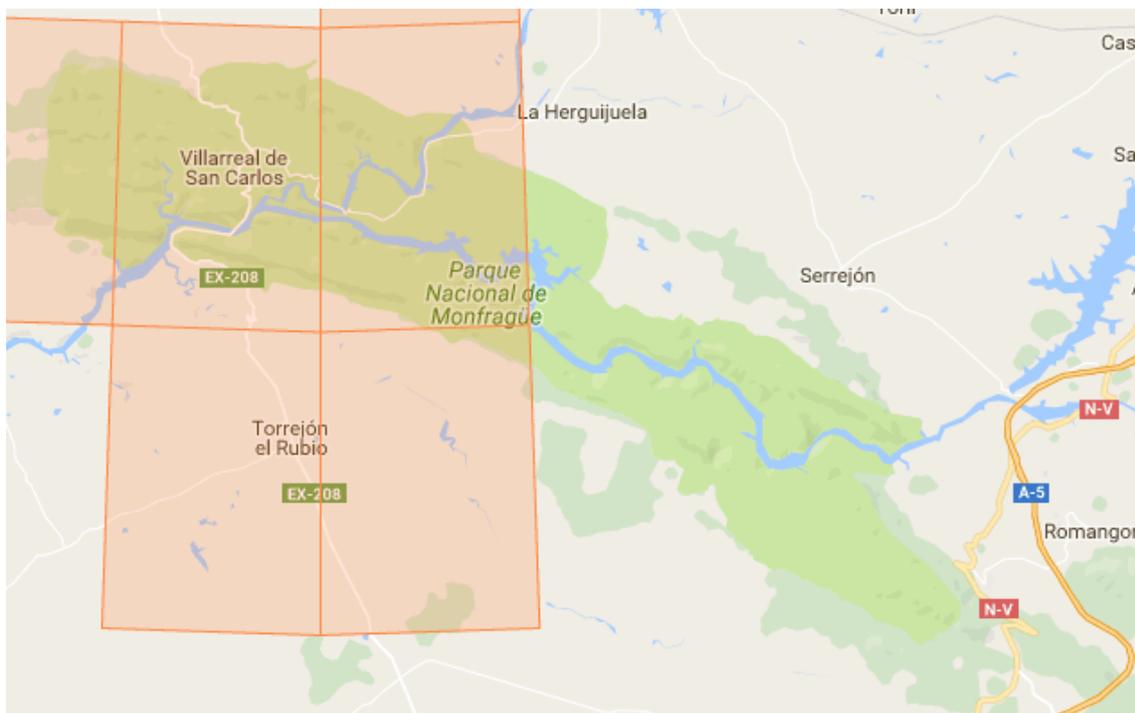
***Triturus pygmaeus* (Wolterstorff, 1905)**

La especie se distribuye por la mitad oeste del parque.



***Lissotriton boscai* (Lataste, 1879)**

La especie se distribuye por la mitad oeste del parque.



***Alytes cisternasii* Boscá, 1879**

Se distribuye por todo el parque.



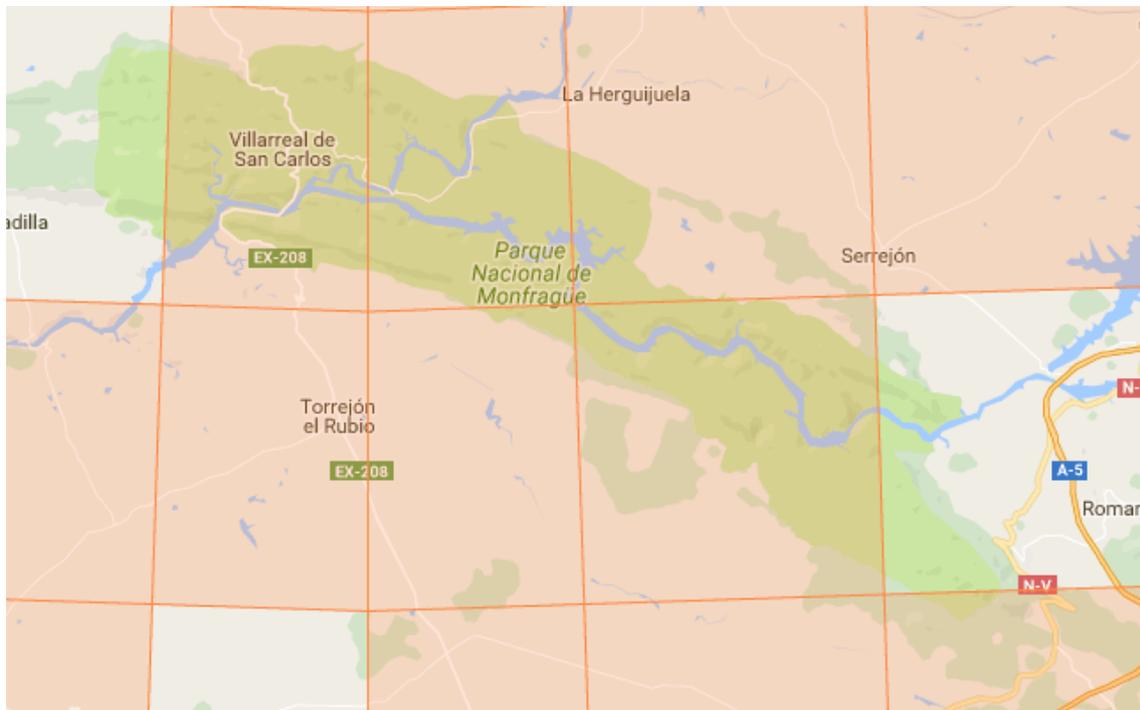
***Discoglossus galganoi* Capula, Nascetti, Lanza, Crespo & Bullini 1985**

La especie se distribuye en la mitad oeste del parque.



***Pelobates cultripes* (Cuvier, 1829)**

Se distribuye por todo el parque.



***Bufo spinosus* Daudin, 1803**

Se distribuye principalmente por la parte oeste del Parque Nacional.



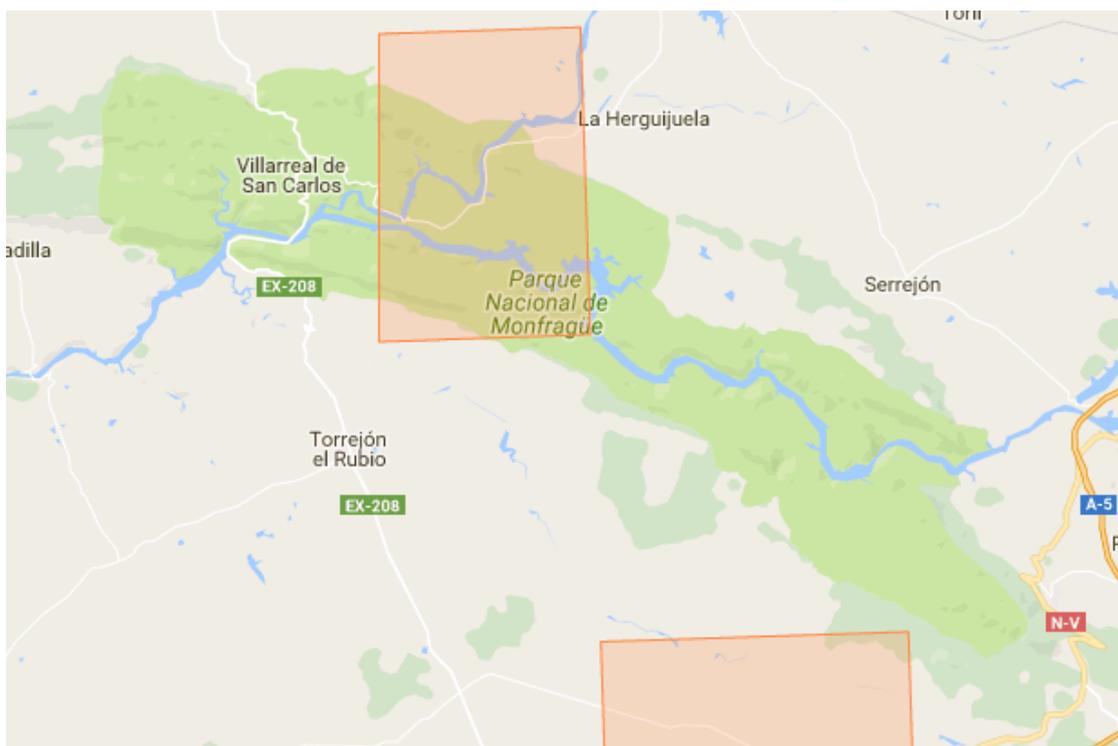
***Bufo calamita* (Laurenti, 1768)**

La especie se distribuye por todo el Parque, principalmente en la zona oeste del mismo.



***Hyla molleri* (Bedriaga, 1890)**

La distribución de la ranita de San Antonio, se distribuye puntualmente dentro del Parque, en la zona central del mismo.



***Pelophylax perezii* (Seoane, 1885)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



6.- Parque Nacional de Ordesa y Monte Perdido.

Domina su orografía el macizo de Monte Perdido (3.355 m), con las cimas de las Tres Sorores, desde donde derivan los valles de Ordesa, Pineta, Añisclo y Escuaín. Un paisaje de grandes contrastes: la extrema aridez de las zonas altas, donde el agua de lluvia y deshielo se filtra por grietas y sumideros, contrasta con los verdes valles cubiertos por bosques y prados, donde el agua forma cascadas y atraviesa cañones y barrancos.

36

Listado de anfibios presentes en el Parque:

Caudata Scopoli, 1777

Familia Salamandridae Goldfuss, 1820

Género *Calotriton* Gray, 1858

Calotriton asper (Dugès, 1852)

Género *Salamandra* Laurenti, 1768

Salamandra salamandra (Linnaeus, 1758)

Género *Lissotriton* Bell, 1839

Lissotriton helveticus (Razoumowsky, 1789)

Anura Rafinesque, 1815

Familia Alytidae Fitzinger, 1843

Género *Alytes* Wagler, 1829

Alytes obstetricans (Laurenti, 1768)

Familia Bufonidae Laurenti, 1768

Género *Bufo* Laurenti, 1768

Bufo spinosus Daudin, 1803

Familia Ranidae Rafinesque, 1814

Género *Rana* Linnaeus, 1758

Rana pyrenaica Serra-Cobo, 1993

Rana temporaria Linnaeus, 1758

Distribución de las especies de anfibios en el Parque

Calotriton asper (Dugès, 1852)

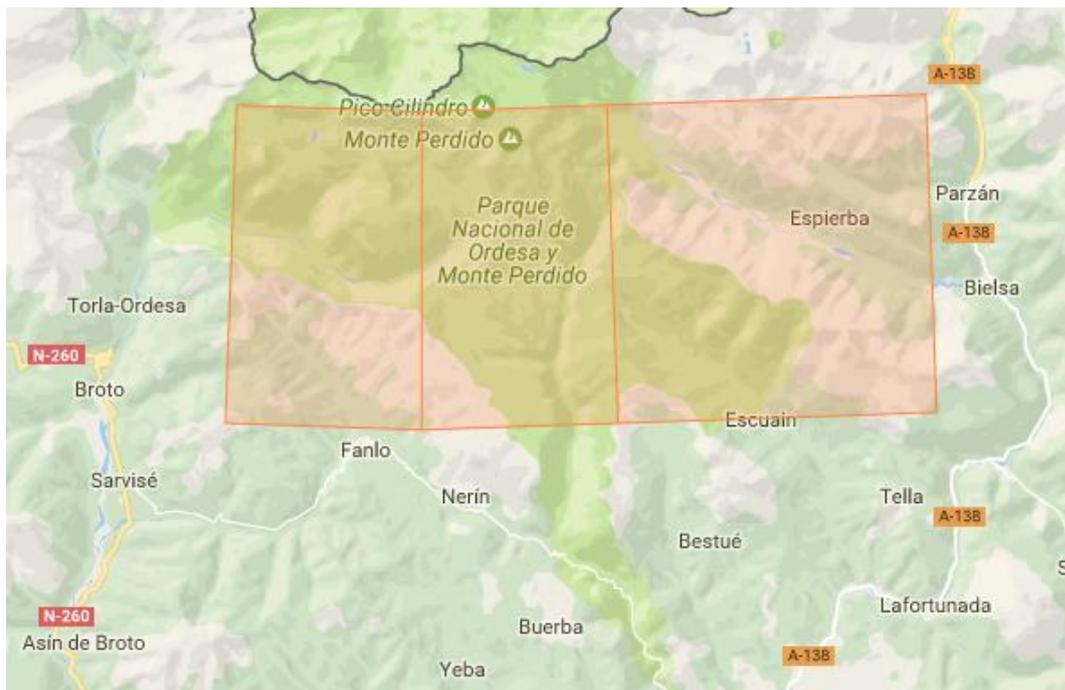
Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



37

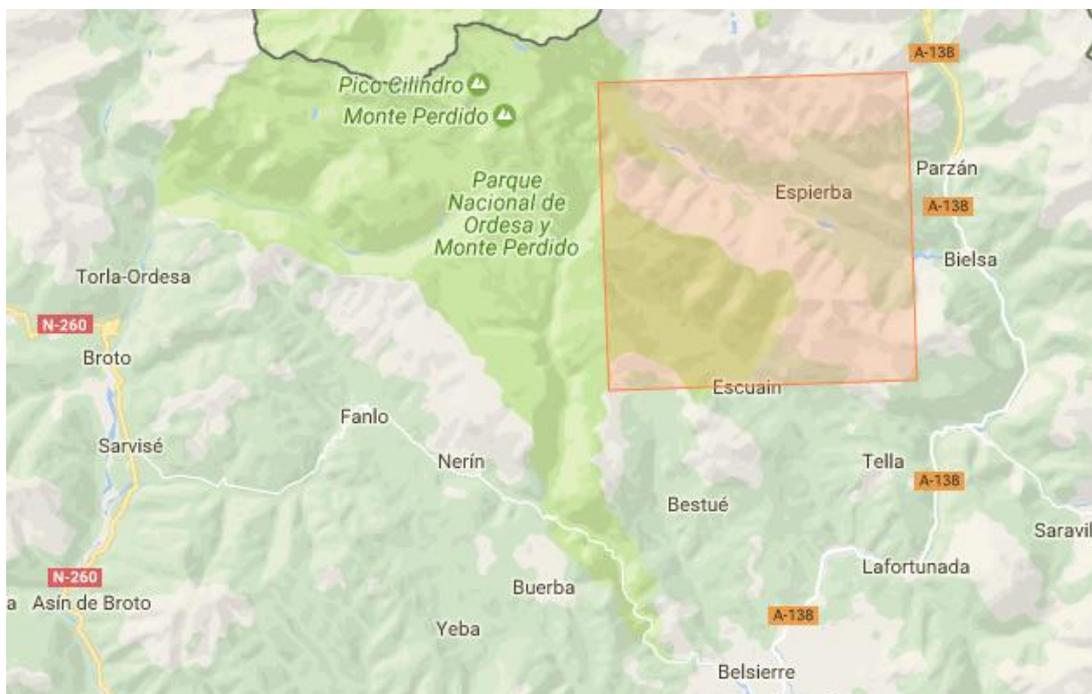
Salamandra salamandra (Linnaeus, 1758)

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida, excepto las zonas más bajas.



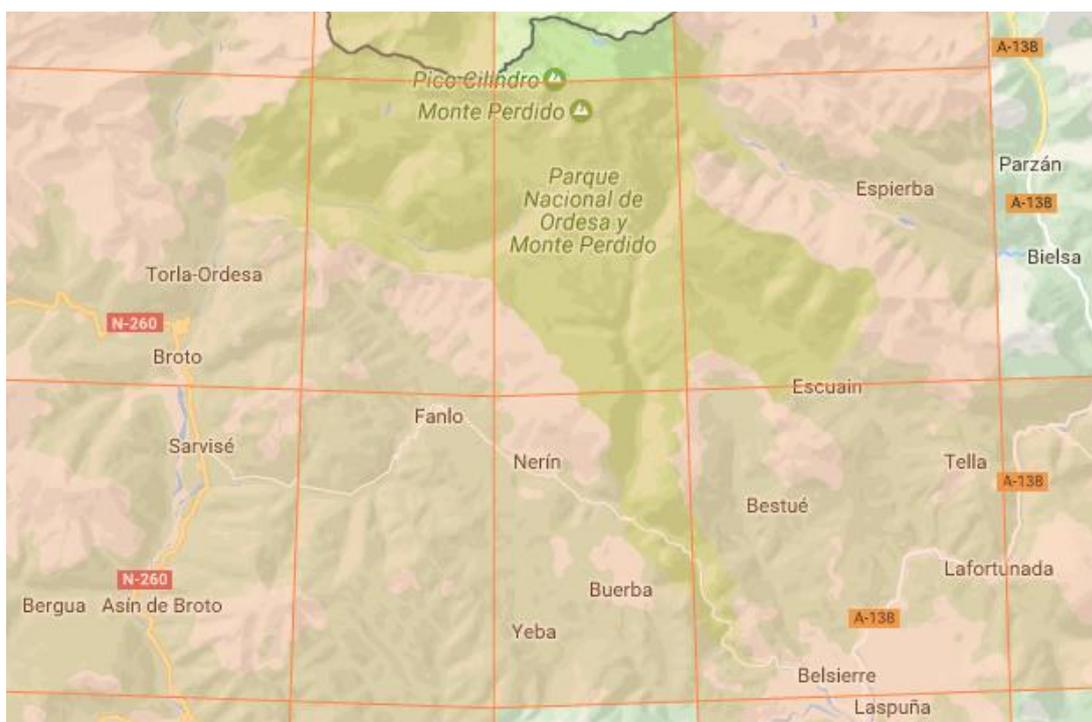
***Lissotriton helveticus* (Razoumowsky, 1789)**

Se distribuye en el este del Parque Nacional.



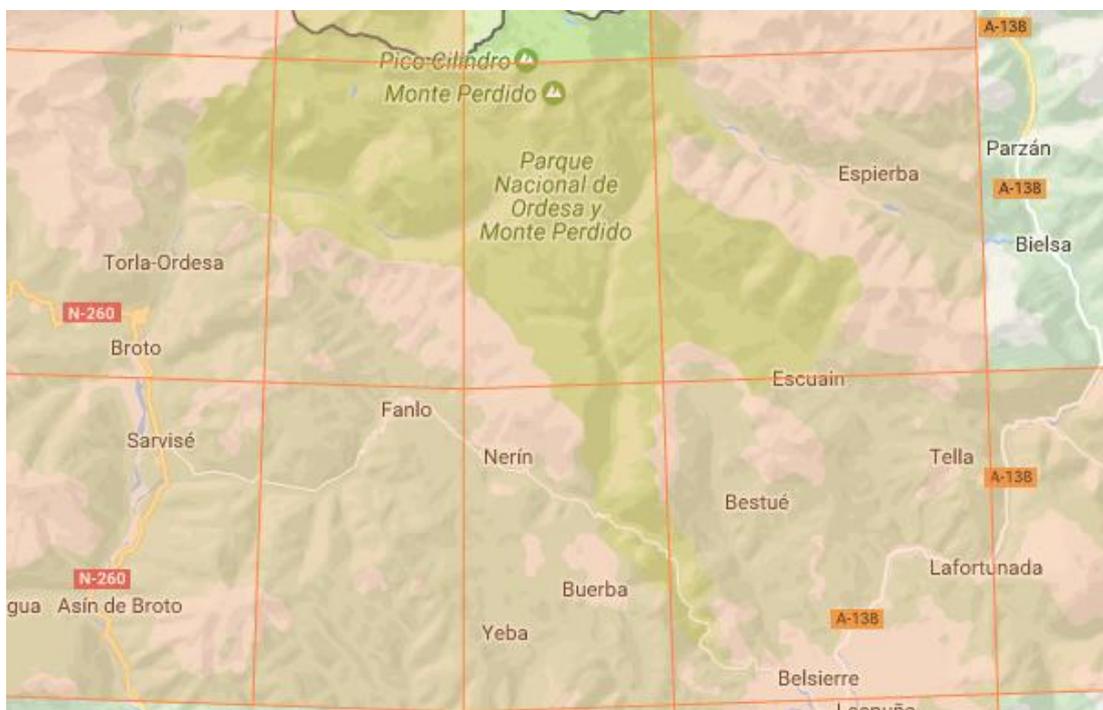
***Alytes obstetricans* (Laurenti, 1768)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



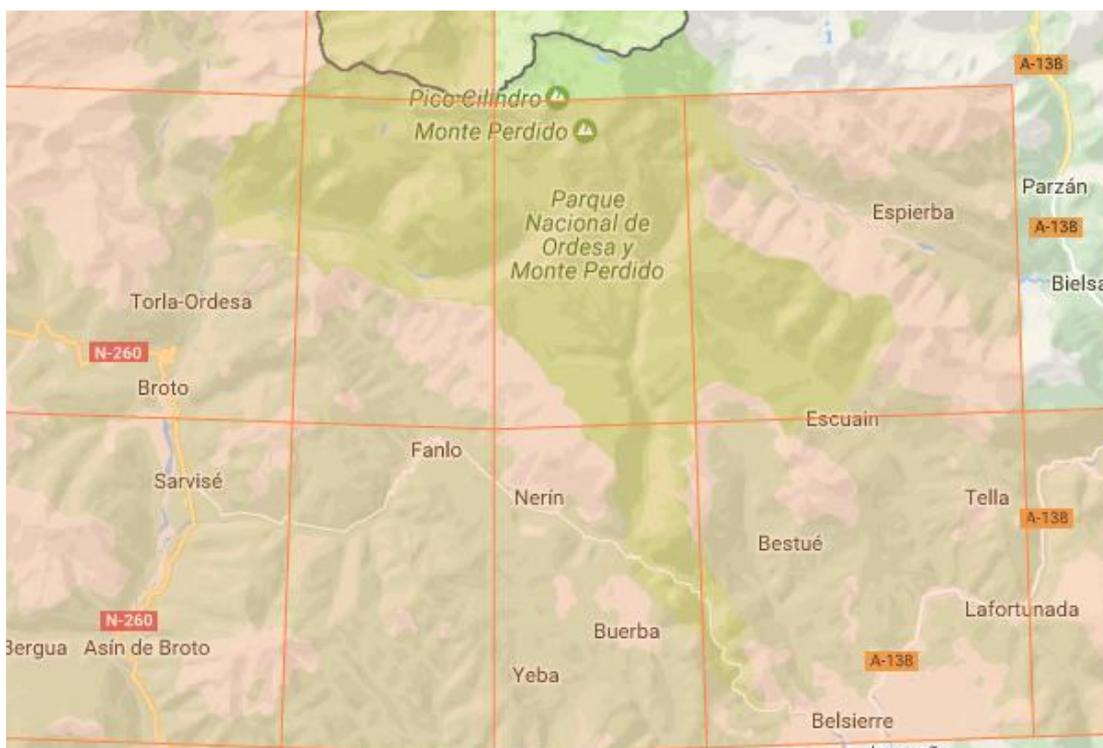
***Bufo spinosus* Daudin, 1803**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



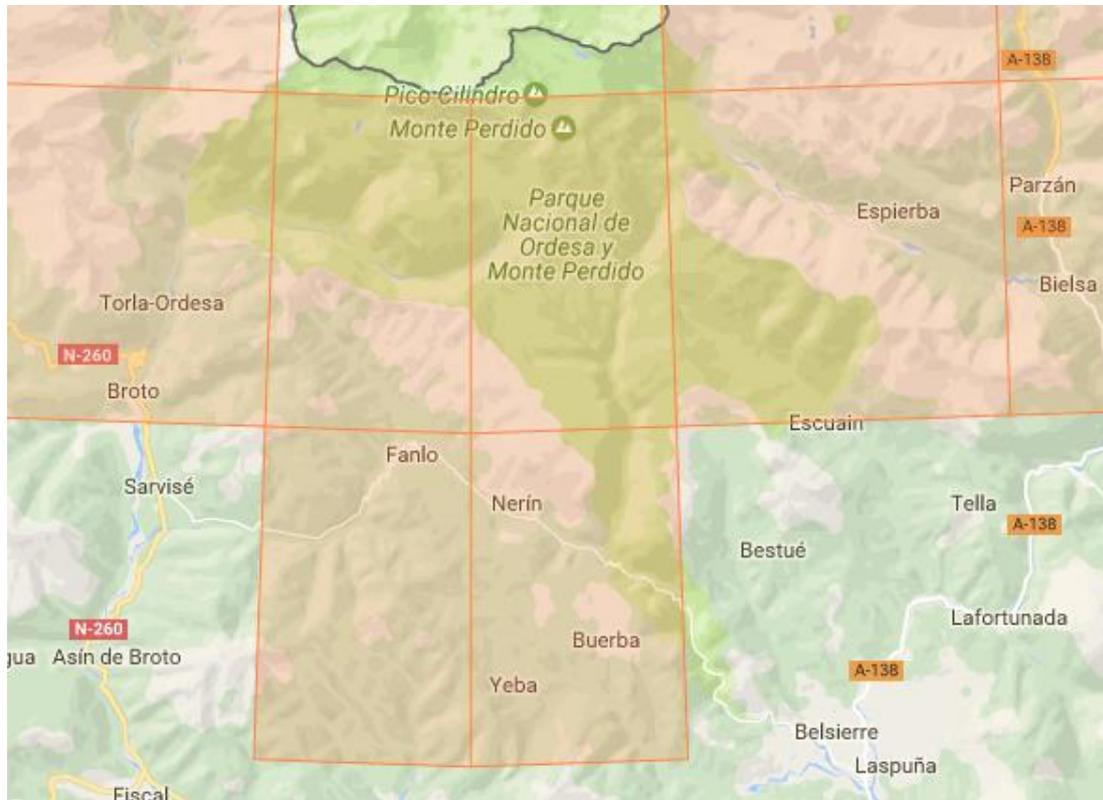
***Rana pyrenaica* Serra-Cobo, 1993**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



***Rana temporaria* Linnaeus, 1758**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



7.- Parque Nacional de los Picos de Europa.

Representa los ecosistemas ligados al bosque atlántico. Los Picos de Europa presentan la mayor formación caliza de la Europa Atlántica, con importantes procesos cársticos, simas que llegan a más de 1.000 m, erosión glaciaria muy patente y presencia de lagos.

Listado de anfibios presentes en el Parque:

Caudata Scopoli, 1777

Familia Salamandridae Goldfuss, 1820

Género *Chioglossa* Bocage, 1864

Chioglossa lusitanica Bocage, 1864

Género *Salamandra* Laurenti, 1768

Salamandra salamandra (Linnaeus, 1758)

Género *Triturus* Rafinesque, 1815

Triturus marmoratus (Latreille, 1800)

Género *Mesotriton* Bolckay, 1929

Mesotriton alpestris (Laurenti, 1768)

Género *Lissotriton* Bell, 1839

Lissotriton helveticus (Razoumowsky, 1789)

Anura Rafinesque, 1815

Familia Alytidae Fitzinger, 1843

Género *Alytes* Wagler, 1829

Alytes obstetricans (Laurenti, 1768)

Familia Bufonidae Laurenti, 1768

Género *Bufo* Laurenti, 1768

Bufo spinosus Daudin, 1803

Familia Hylidae Rafinesque, 1814

Género *Hyla* Laurenti, 1768

Hyla molleri (Bedriaga, 1890)

Familia Ranidae Rafinesque, 1814

Género *Rana* Linnaeus, 1758

Rana iberica Boulenger, 1879

Rana temporaria Linnaeus, 1758

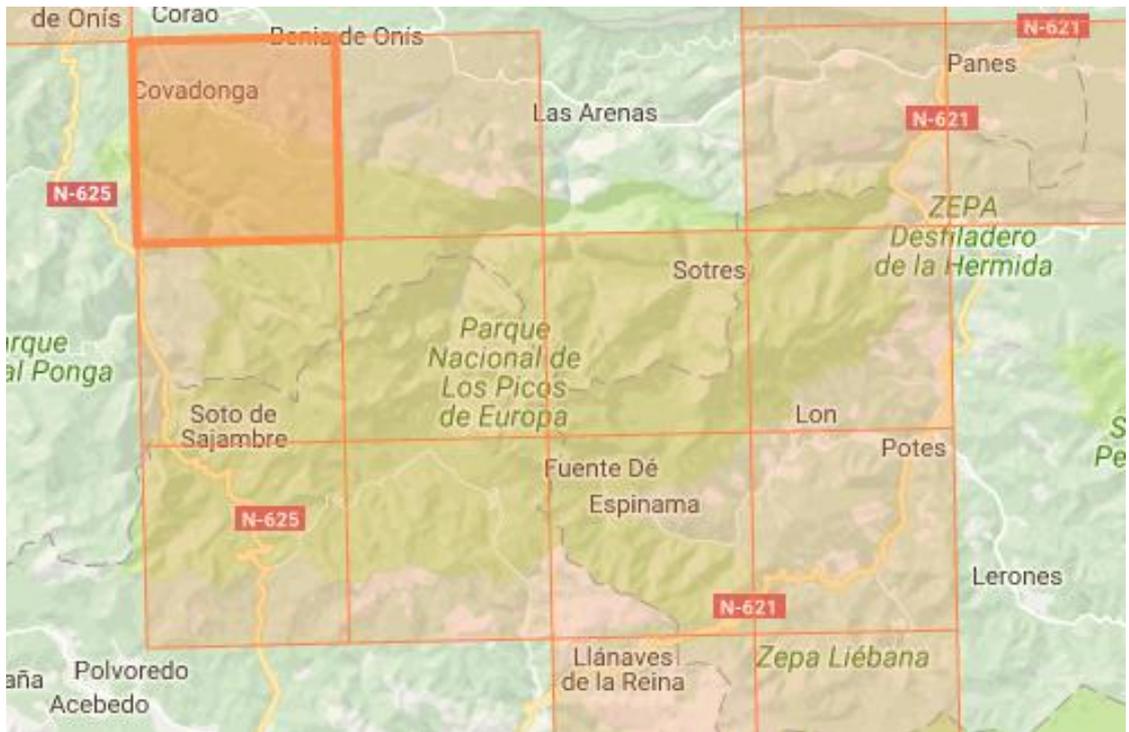
***Triturus marmoratus* (Latreille, 1800)**

La especie es escasa en el Parque, encontrándose en localidades del límite oriental cántabro.



***Mesotriton alpestris* (Laurenti, 1768)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



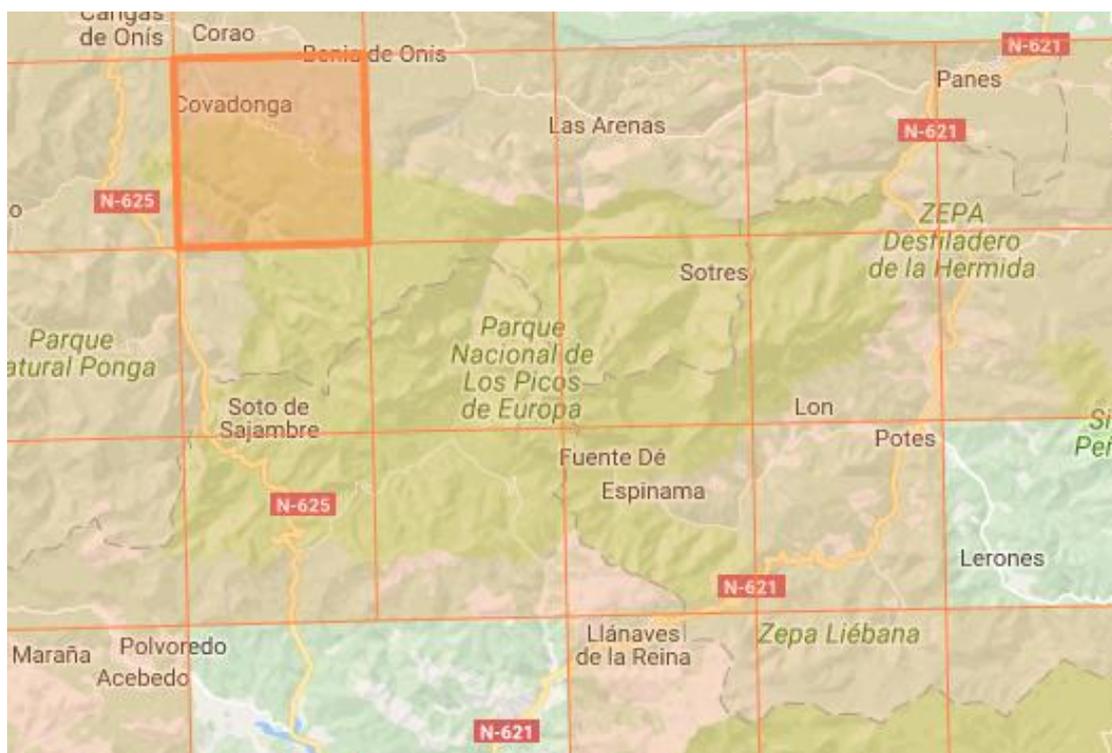
***Lissotriton helveticus* (Razoumowsky, 1789)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



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

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



***Bufo spinosus* Daudin, 1803**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



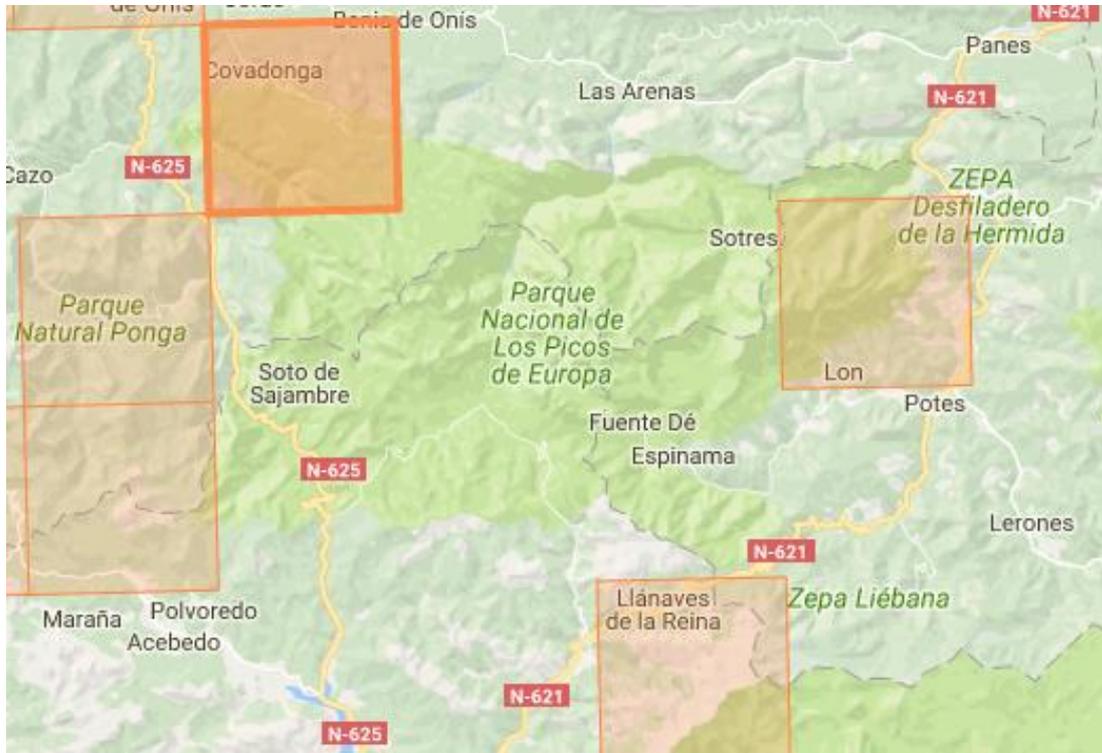
***Hyla molleri* (Bedriaga, 1890)**

Se distribuye puntualmente en el extremo oeste del Parque.



***Rana iberica* Boulenger, 1879**

La presencia de la especie se reduce a dos localidades, cada una en el extremo oriental y occidental del Parque.



***Rana temporaria* Linnaeus, 1758**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



8.- Parque Nacional de la Sierra de Guadarrama.

La Sierra de Guadarrama forma parte del Sistema Central, una larga cadena montañosa, de 500 kilómetros de longitud, que cruza de este a oeste el centro de la Península Ibérica.

Las condiciones de la Sierra, más fresca y húmeda que las mesetas, y su menor transformación por la actividad humana, han convertido a estas montañas en un privilegiado refugio de biodiversidad. En su medio físico destacan sus circos y lagunas glaciares y sus roquedos graníticos; entre sus paisajes vegetales, los ecosistemas de alta montaña y los extensos pinares de pino albar.

47

Listado de anfibios presentes en el Parque:

Caudata Scopoli, 1777

Familia Salamandridae Goldfuss, 1820

Género *Pleurodeles* Michahelles, 1830

Pleurodeles waltl Michahelles, 1830

Género *Salamandra* Laurenti, 1768

Salamandra salamandra (Linnaeus, 1758)

Género *Triturus* Rafinesque, 1815

Triturus marmoratus (Latreille, 1800)

Triturus pygmaeus (Wolterstorff, 1905)

Género *Mesotriton* Bolckay, 1929

Mesotriton alpestris (Laurenti, 1768)

Género *Lissotriton* Bell, 1839

Lissotriton boscai (Lataste, 1879)

Anura Rafinesque, 1815

Familia Alytidae Fitzinger, 1843

Género *Alytes* Wagler, 1829

Alytes cisternasii Boscá, 1879

Alytes obstetricans (Laurenti, 1768)

Género *Discoglossus* Otth, 1837

Discoglossus galganoi Capula, Nascetti, Lanza, Crespo & Bullini 1985

Familia Pelobatidae Bonaparte, 1850

Género *Pelobates* Wagler, 1830

Pelobates cultripes (Cuvier, 1829)

Familia Bufonidae Laurenti, 1768

Género *Bufo* Laurenti, 1768

Bufo spinosus Daudin, 1803
Bufo calamita (Laurenti, 1768)

Familia Hylidae Rafinesque, 1814

Género *Hyla* Laurenti, 1768
Hyla molleri (Bedriaga, 1890)

Familia Ranidae Rafinesque, 1814

Género *Rana* Linnaeus, 1758
Rana iberica Boulenger, 1879
Género *Pelophylax* Fitzinger, 1843
Pelophylax perezii (Seoane, 1885)

Distribución de las especies de anfibios en el Parque

Pleurodeles waltl Michahelles, 1830

Se distribuye en el sur del Parque, siempre ocupando las partes más bajas del mismo.



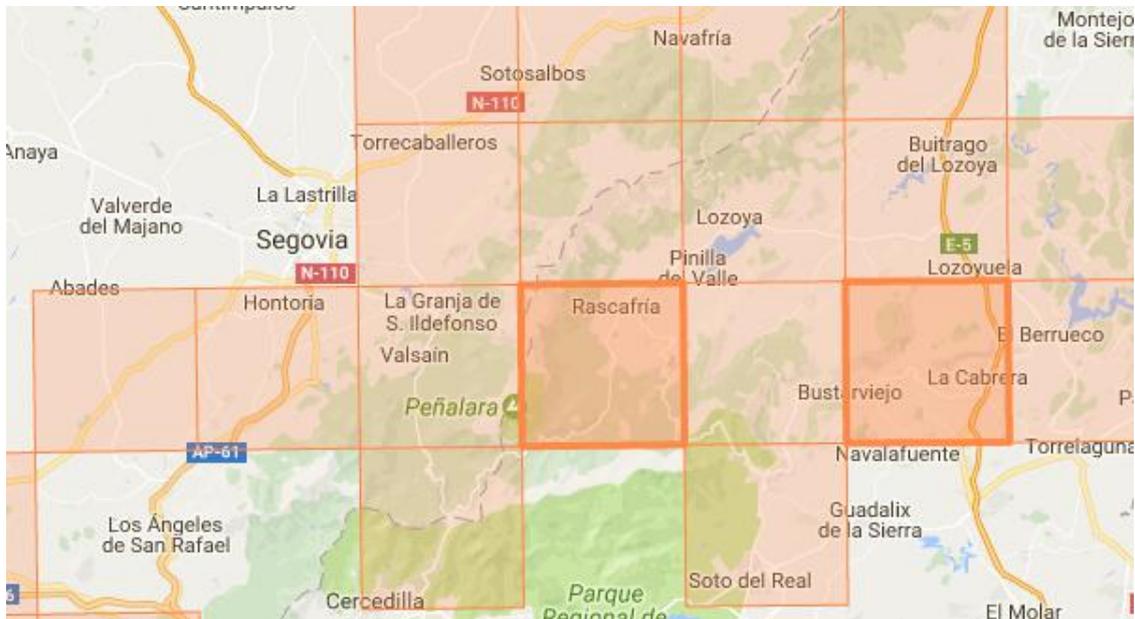
Salamandra salamandra (Linnaeus, 1758)

Se distribuye por todo el Parque, ocupando las zonas altas del Parque.



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

Se distribuye por todo el Parque, principalmente en las zonas altas, y en la cara Norte de la Sierra.



***Triturus pygmaeus* (Wolterstorff, 1905)**

Se distribuye en la ladera sur de la Sierra en las zonas mas bajas del Parque.



***Mesotriton alpestris* (Laurenti, 1768)**

Se distribuye exclusivamente en las lagunas de Peñalara. Especie introducida.



***Lissotriton boscai* (Lataste, 1879)**

Se distribuye en el extremo suroeste del Parque



***Alytes cisternasii* Boscá, 1879**

Se distribuye por el pie de Sierra, en las partes más bajas del Parque.



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

Se distribuye por las partes altas de la Sierra.



***Discoglossus galganoi* Capula, Nascetti, Lanza, Crespo & Bullini 1985**

Aunque de forma escasa, se distribuye por la totalidad del parque, faltando en las zonas más altas.



***Pelobates cultripes* (Cuvier, 1829)**

Aunque de forma escasa, se distribuye por la totalidad del parque, faltando en las zonas medias y altas.



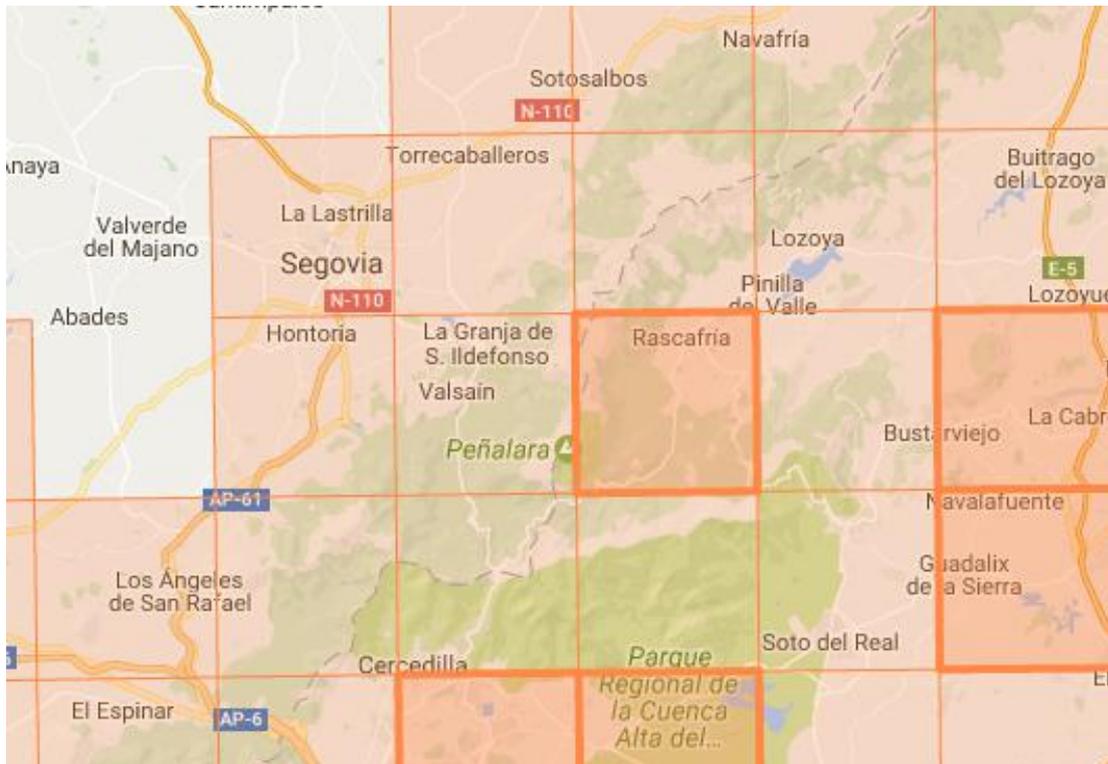
***Bufo spinosus* Daudin, 1803**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



***Bufo calamita* (Laurenti, 1768)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



***Hyla molleri* (Bedriaga, 1890)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



***Rana iberica* Boulenger, 1879**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



***Pelophylax perezii* (Seoane, 1885)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



9.- Parque Nacional de Sierra Nevada.

Representa los "sistemas naturales ligados a la media y alta montaña mediterránea".

Listado de anfibios presentes en el Parque:

Anura Rafinesque, 1815

Familia Alytidae Fitzinger, 1843

Género *Alytes* Wagler, 1829

Alytes dickhilleni Arntzen & García-París, 1995

Género *Discoglossus* Otth, 1837

Discoglossus galganoi Capula, Nascetti, Lanza, Crespo & Bullini 1985

Familia Pelobatidae Bonaparte, 1850

Género *Pelobates* Wagler, 1830

Pelobates cultripes (Cuvier, 1829)

Familia Pelodytidae Bonaparte, 1850

Género *Pelodytes* Bonaparte, 1838

Pelodytes punctatus (Daudin, 1802)

Pelodytes ibericus Sánchez-Herráiz, Barbadillo, Machordom & Sanchiz, 2000

Familia Bufonidae Laurenti, 1768

Género *Bufo* Laurenti, 1768

Bufo spinosus Daudin, 1803

Bufo calamita (Laurenti, 1768)

Familia Hylidae Rafinesque, 1814

Género *Hyla* Laurenti, 1768

Hyla meridionalis Boettger, 1874

Familia Ranidae Rafinesque, 1814

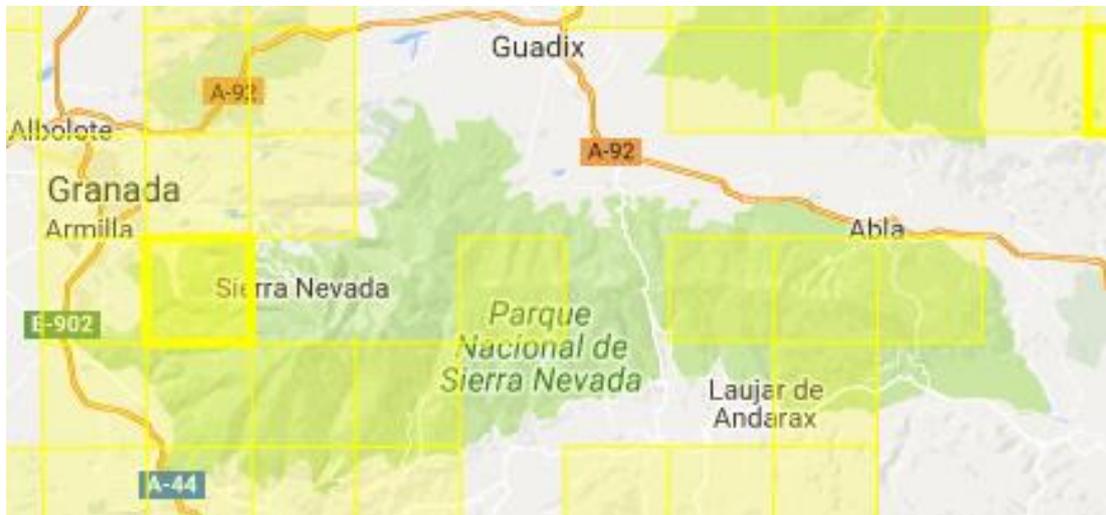
Género *Pelophylax* Fitzinger, 1843

Pelophylax perezi (Seoane, 1885)

Distribución de las especies de anfibios en el Parque

Alytes dickhilleni Arntzen & García-París, 1995

Se distribuye por distintos puntos de Parque, siempre ligado a puntos de agua permanentes.



58

Discoglossus galganoi Capula, Nascetti, Lanza, Crespo & Bullini 1985

Especie que se distribuye por la zona oeste del parque, con citas puntuales en la zona norte.



***Pelobates cultripes* (Cuvier, 1829)**

Se distribuye puntualmente en las zonas más bajas del parque.



***Pelodytes ibericus* Sánchez-Herráiz, Barbadillo, Machordom & Sanchiz, 2000**

Se distribuye puntualmente en las zonas más bajas del parque.



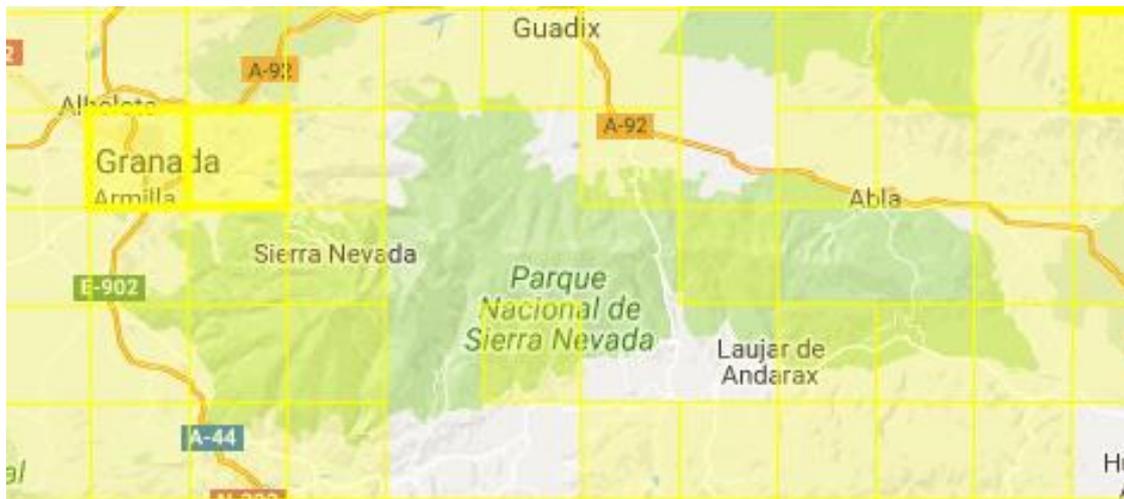
***Bufo spinosus* Daudin, 1803**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



***Bufo calamita* (Laurenti, 1768)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional excepto la zona central del parque.



***Hyla meridionalis* Boettger, 1874**

Se distribuye puntualmente en las zonas más bajas del parque.



***Pelophylax perezi* (Seoane, 1885)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



10.- Parque Nacional de las Tablas de Daimiel.

Las Tablas de Daimiel son un humedal prácticamente único en Europa y último representante del ecosistema denominado tablas fluviales, antaño característico de la llanura central de nuestra Península. Es un ecosistema complejo que mezcla las características de una llanura de inundación, producida por los desbordamientos de los ríos Guadiana y Gígüela en su confluencia, con la de un área de descarga de aguas subterráneas procedentes de un acuífero de gran tamaño.

62

Listado de anfibios presentes en el Parque:

Caudata Scopoli, 1777

Familia Salamandridae Goldfuss, 1820

Género *Pleurodeles* Michahelles, 1830

Pleurodeles waltl Michahelles, 1830

Género *Triturus* Rafinesque, 1815

Triturus pygmaeus (Wolterstorff, 1905)

Género *Lissotriton* Bell, 1839

Lissotriton boscai (Lataste, 1879)

Anura Rafinesque, 1815

Familia Alytidae Fitzinger, 1843

Género *Discoglossus* Otth, 1837

Discoglossus galganoi Capula, Nascetti, Lanza, Crespo & Bullini 1985

Familia Pelobatidae Bonaparte, 1850

Género *Pelobates* Wagler, 1830

Pelobates cultripes (Cuvier, 1829)

Familia Pelodytidae Bonaparte, 1850

Género *Pelodytes* Bonaparte, 1838

Pelodytes punctatus (Daudin, 1802)

Familia Bufonidae Laurenti, 1768

Género *Bufo* Laurenti, 1768

Bufo spinosus Daudin, 1803

Bufo calamita (Laurenti, 1768)

Familia Hylidae Rafinesque, 1814

Género *Hyla* Laurenti, 1768

Hyla molleri (Bedriaga, 1890)

Hyla meridionalis Boettger, 1874

Familia Ranidae Rafinesque, 1814

Género *Pelophylax* Fitzinger, 1843
Pelophylax perezii (Seoane, 1885)

Distribución de las especies de anfibios en el Parque

Pleurodeles waltl Michahelles, 1830

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



64

Triturus pygmaeus (Wolterstorff, 1905)

Existe una única población en el sur del Parque.



***Lissotriton boscai* (Lataste, 1879)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



***Discoglossus galganoi* Capula, Nascetti, Lanza, Crespo & Bullini 1985**

Se distribuye por la mitad occidental del Parque.



***Pelobates cultripes* (Cuvier, 1829)**

Se distribuye por la mitad occidental del Parque.



***Pelodytes punctatus* (Daudin, 1802)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



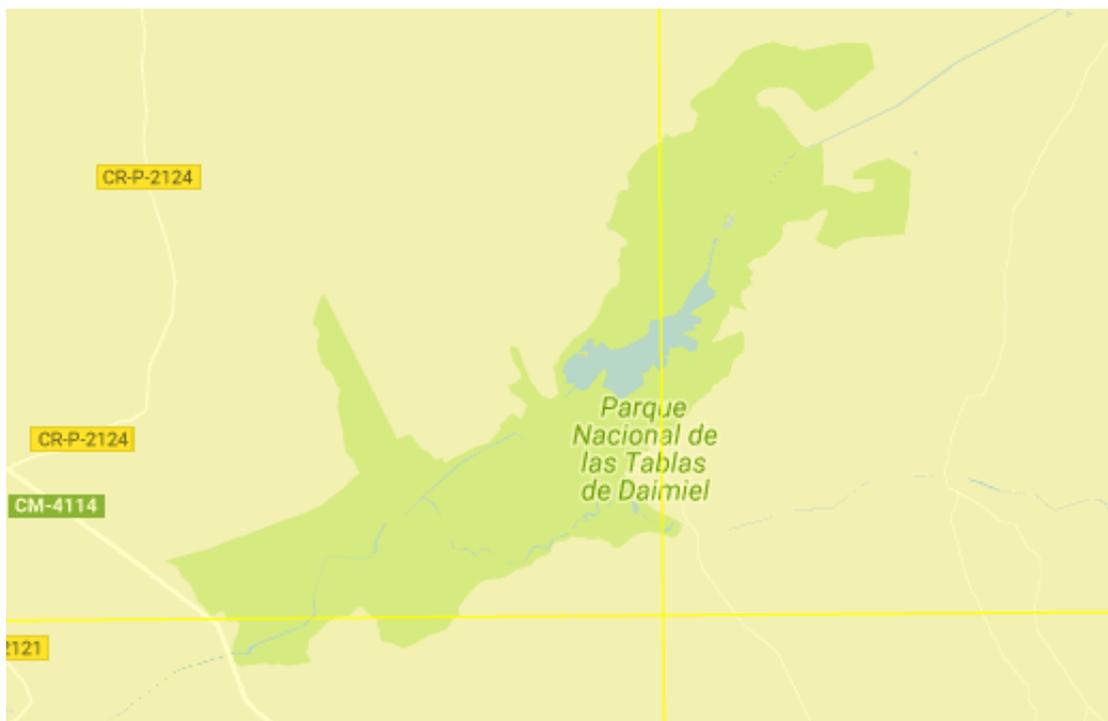
***Bufo spinosus* Daudin, 1803**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



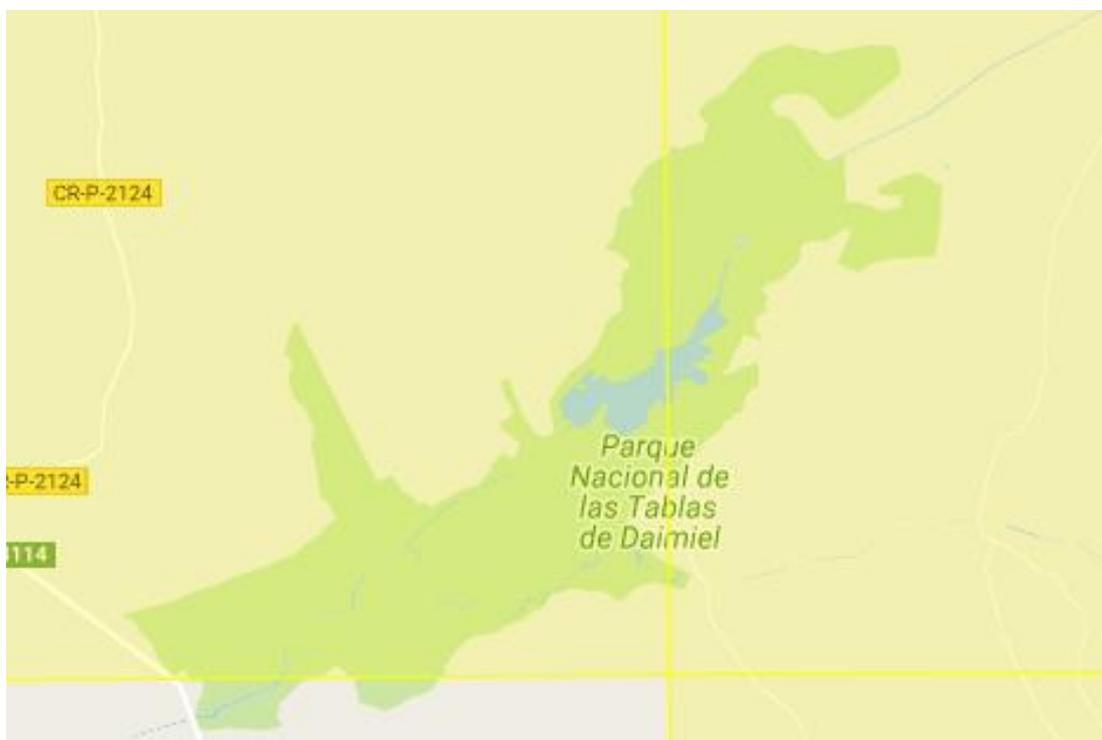
***Bufo calamita* (Laurenti, 1768)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



***Hyla molleri* (Bedriaga, 1890)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



***Pelophylax perezi* (Seoane, 1885)**

Se distribuye por la totalidad del Parque Nacional, ocupando todas las cuadrículas 10x10 km que incluyen superficie protegida.



Requerimientos y técnicas de muestreo en programas de seguimiento de poblaciones de anfibios

Existe tres niveles de estudio:

- Un nivel inicial donde es necesario conocer la presencia/ausencia de especies generando una lista de especies presentes que serán el objeto de seguimiento.
- Una vez que tenemos el listado cualitativo de las especies objeto del seguimiento, en un segundo nivel necesitamos tener los datos de distribución y abundancia de cada especie en el tiempo y el espacio.
- Por último, se necesita establecer patrones de biodiversidad que ayuden a determinar programas de conservación eficientes.

Para desarrollar los tres niveles, hay que saber en que punto nos encontramos en cada Parque Nacional y decidir las técnicas a desarrollar en el seguimiento dependiendo de las especies presentes. A continuación pasamos a describir las distintas técnicas de seguimiento y marcaje más utilizadas en los programas de seguimiento.

Seguimiento ('monitoring')

El objetivo del estudio es obtener datos de abundancia de las distintas especies presentes (seguimiento o 'monitoring'). Para ello es necesario:

- conocer lo que tenemos en nuestra área de estudio.
- establecer comparaciones entre distintas zonas.
- detectar extinciones locales.
- inferir tendencias poblacionales.
- determinar la efectividad de las acciones de manejo.

Escala espacial

Definir la escala espacial objeto de estudio condiciona completamente el desarrollo del muestreo siendo muy importante para rentabilizar la información obtenida en el campo.

- permite establecer comparaciones con datos obtenidos en estudios previos
- ningún medio es homogéneo > los diferentes diseños de muestreo proporcionarán estimas diferentes.

Aleatorización y replicación

Para conseguir la aleatorización de los sitios de muestreo, principalmente tenemos que tener en cuenta:

- Ignorar la heterogeneidad del medio y muestreando al azar dentro de la zona de estudio.
- Realizar muestreos estratificados, considerando la variación medio y muestreando dentro de cada tipo de hábitat microhábitat.
- Necesidad de la replicación para reducir el efecto de posibles factores locales y aumentar la precisión de las estimas abundancia mediante el uso de técnicas estadísticas.
- Los anfibios generalmente no se distribuyen de forma homogénea, y frecuentemente la mejor manera de estudiarlos es cuando se encuentran agrupados durante la reproducción.
- ¿Es siempre posible aleatorizar y replicar los sitios de muestreo?:
 - un muestreo al azar dentro de la zona de estudio normalmente será muy poco rentable.
 - un muestreo estratificado requeriría un gran esfuerzo normalmente resultará imposible aleatorizar los sitios de muestreo y replicar adecuadamente los tipos de hábitat o microhábitat.

Datos generales y datos ambientales a tomar

En todos los programas de seguimiento es importante tener claro cuáles son los datos generales a tomar en cualquier muestreo. Una síntesis de ellos los podemos resumir en:

- Localización geográfica lo más precisa posible.
- Descripción profunda del hábitat y cuantificación de las distintas unidades si es posible.
- Nombre y dirección de contacto de los participantes en el muestreo.

- Fecha, hora de inicio y de finalización del muestreo.
- Descripción de la metodología de muestreo empleada.

Los datos ambientales son imprescindibles dada la enorme influencia de las condiciones ambientales sobre la actividad de los anfibios. Serian necesario, al menos:

- No se debe restringir el periodo de estudio, sino que tiene que ser pequeño, pero suficientemente dilatado en el tiempo (p.e. 2-3 semanas antes de los trabajos).
- Las variables climatológicas imprescindibles son:
 - Temperatura (al inicio y al final del muestreo, a 2 m)
 - Precipitación (diarios durante el periodo de muestreo)
- Otras variables relevantes: humedad relativa, presión atmosférica, velocidad y dirección del viento, nivel del agua en las zonas de puesta, pH, etc.)

Técnicas estandarizadas

Las técnicas de muestreo a emplear dependerán de los recursos temporales, humanos y económicos disponibles, de las especies objeto de estudio, y sobre todo del objetivo del estudio.

El uso de las distintas técnicas implica el reconocimiento de todas las especies potencialmente presentes en la zona de estudio. Normalmente es necesario emplear más de una técnica de muestreo para cubrir todas las especies y los hábitats presentes en una zona.

métodos de seguimiento de poblaciones técnicas estandarizadas

técnica	información obtenida	tiempo requerido	coste económico	coste humano
inventario exhaustivo	riqueza específica	alto	bajo	bajo
observación directa	abundancia relativa	bajo	bajo	bajo
muestreos acústicos	abundancia relativa	medio	bajo / alto	bajo
muestreos en sitios de puesta	abundancia relativa	medio	bajo	medio
vallas interceptoras y trampas de suelo (pitfall)	abundancia relativa	alto	alto	alto
vallado de sitios de puesta	abundancia relativa	alto	alto	alto
conteo de larvas	abundancia relativa/ densidad	medio	medio	medio
parcelas de muestreo	densidad	alto	bajo	medio
transectos	densidad	alto	bajo	medio
muestreo en parches	densidad	alto	bajo	medio

1.- Inventario exhaustivo:

Se trata de generar listas de especies, bien durante varios muestreos, o bien como el resultado de un muestreo intenso en un periodo corto (Muestreos Sistemáticos de Corta Duración).

Se muestrean todos los microhábitats apropiados, día y noche, durante todo el año si se muestrea en un período concreto y corto de tiempo el primer paso es la identificación y descripción de los hábitats.

Metodología:

1. Exploración del terreno durante el día.
2. Identificación de las zonas de reproducción y búsqueda de puestas y larvas, búsqueda de ejemplares bajo piedras o troncos.
3. Muestreos acústicos y visuales de noche.

El muestreo de un hábitat se da por finalizado en función del número de ejemplares encontrados, si se detectan todas las especies potenciales, o usando un gráfico del número acumulado de especies observadas en función del tiempo o esfuerzo se pueden utilizar las tasas de acumulación de especies o individuos para comparar la riqueza de distintos sitios o hábitats o para detectar cambios a lo largo del tiempo.

Limitaciones:

1. La experiencia de los participantes influye en gran medida en los resultados (es preferible comparar datos del mismo equipo).
2. Sólo hay que considerar observaciones obtenidas mediante una búsqueda activa individual.



2.- Observación directa

Una o varias personas recorren una zona (charca, arroyo, pero no un transecto lineal) durante un tiempo establecido buscando ejemplares (nº personas/ unidad de tiempo).

Proporciona riqueza específica de una zona, listas de especies, o estimas de abundancias relativas (sólo proporciona densidades si se combina con sistemas de marcaje/recaptura).

En cada muestreo el esfuerzo realizado debe ser establecido y anotado es aconsejable repetir los muestreos cada año en la misma época o realizar varios muestreos cada año en distintas épocas

Se deben muestrear todos los microhábitats, y el tiempo por unidad de área debe ser el mismo, aunque se pueden asignar diferentes tiempos de muestreo a cada hábitat.

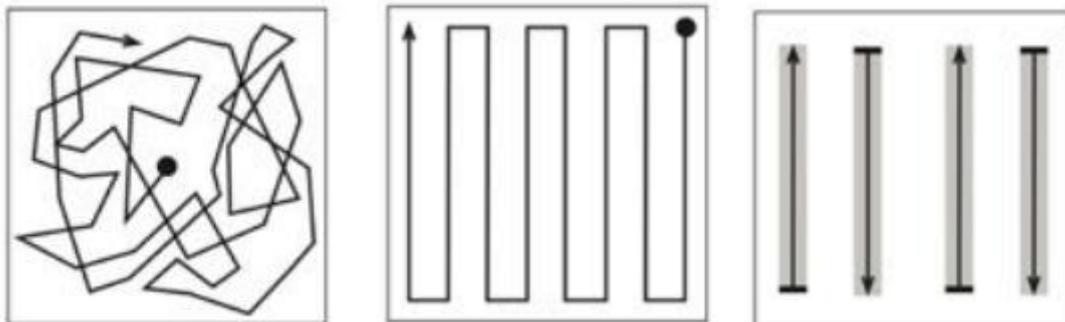
Es útil en zonas abiertas, en estudios rápidos, en zonas homogéneas, en especies que se presentan agrupadas o que se distribuyen bien durante el muestreo.

Algunos diseños de muestreo son de trazado aleatorio, en cuadrantes o en transectos (no confundir con el método de los transectos en el que se usan líneas de una longitud determinada en localizaciones concretas y se consideran sólo los ejemplares visibles).

Por motivos estadísticos es mejor emplear 10 transectos de 100 m cada uno que un transecto de 1000 m, o 10 cuadrantes de 10 m² que uno de 100 m²

Limitaciones:

1. No todos los hábitats y microhábitats pueden muestrearse con el mismo éxito (no se pueden hacer comparaciones entre distintos hábitats o microhábitats).
2. No deben realizarse en condiciones de mala visibilidad.



3.- Muestreos acústicos

Se cuentan los machos cantando en una localización o en un transecto podemos conocer las especies presentes, su fenología y el uso del microhábitat, y su abundancia relativa.

En el caso de los transectos se puede estimar la distancia entre el macho y el observador y corregir por su detectabilidad, o fijar un ancho de banda y considerar sólo los machos cantando dentro (generalmente el doble de la distancia máxima a la que un macho de una especie dada puede ser escuchado).

Los transectos deben estar alejados entre sí, localizados al azar, en orden aleatorio (p.e. 2-5 transectos de 1 km y 6-9 repeticiones, o más de 10 de 500 m).

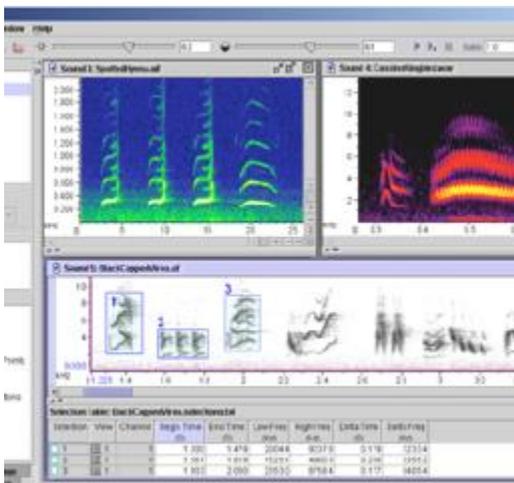
Estima del número de machos:

- En masas de agua generalmente se recurre a categorías de abundancia (0, 1, 2-5, >5).
- En trayectos > número máximo de machos durante toda la estación en un muestreo/superficie muestreada (ancho de banda x longitud del transecto).
- En hábitats lineales (arroyos) > número de machos por unidad lineal.

Alternativamente se puede usar dispositivos automáticos de grabación que permiten contabilizar el número de llamadas registradas en una localización

Limitaciones:

- Solo es útil para especies que cantan para atraer a las hembras.
- Solo se puede estimar la abundancia de machos.
- Es difícil obtener datos de abundancia en coros densos o en especies cuyas llamadas solapan.
- Los dispositivos automáticos son caros (300€ unidad).



4.- Parcelas de Muestreo

Se eligen al azar una serie de unidades cuadradas que son muestreadas (presencia/ausencia, abundancia relativa o densidad).

Para evitar las inferencias estadísticas cada parcela debe ser independiente (localización al azar, no hay solapamiento, orden de muestreo aleatorio).

Se usa en zonas donde la visibilidad de las especies es mala (por ejemplo, un bosque) y se asume que los ejemplares no pueden salir de la parcela sin ser vistos.

Tradicionalmente se han usado 50 parcelas de 8x8 m con 4-5 personas trabajando juntas para evitar que los ejemplares escapen.

Procedimiento:

- 1) determinar en la posición exacta de la parcela (GPS).
- 2) delimitar la parcela con cuerdas.
- 3) vigilar los bordes para que ningún ejemplar abandone la parcela.
- 4) muestrear la parcela desde los bordes hacia dentro reteniendo los ejemplares.
- 5) anotar las capturas y las variables ambientales.

Limitaciones:

Para obtener datos de densidad hay que ser muy cuidadoso al situar las parcelas aleatoriamente, lo que no siempre es posible.

5.- Transectos

Se usa para analizar la distribución gradual de los anfibios en función del medio (distintos hábitats o un gradiente ambiental)

Para estudiar cambios en el gradiente ambiental los transectos deben situarse paralelos entre sí y siguiendo el gradiente.

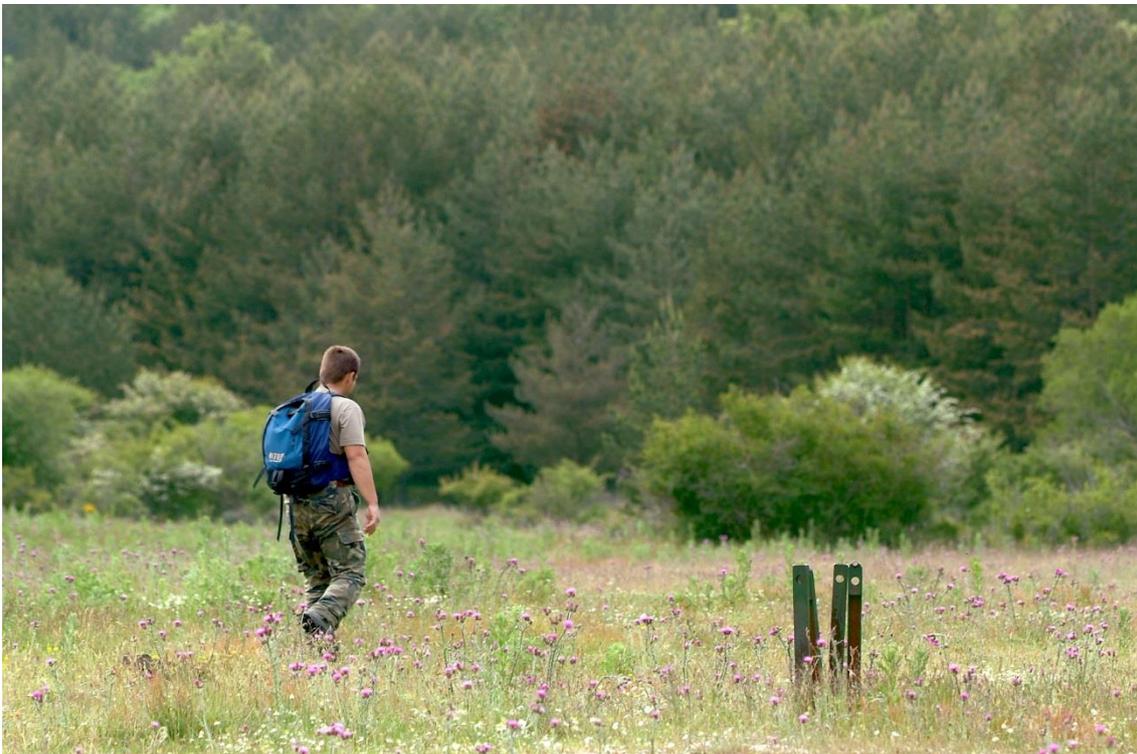
Para estudiar cambios en el tiempo se usan múltiples transectos localizados al azar en cada muestreo.

Para que no exista inferencia estadística cada transecto debe ser independiente.

La orientación totalmente al azar de los transectos no es recomendable y es preferible utilizar múltiples transectos de corta longitud que debe ser muestreado varias veces.

Los transectos se pueden muestrear completamente en toda su longitud o solo algunas secciones un ejemplo: 25-30 transectos paralelos de 100x2 m, divididos en 100 subsecciones de 1x2 m, muestreando al azar 10 subsecciones.

El resultado puede expresarse en individuos por ha (si se utilizan subsecciones es preferible considerar la media con un único valor por transecto).



6.- Muestreo en parches

Normalmente los anfibios se encuentran distribuidos en el espacio de forma no uniforme, congregándose en las zonas más favorables.

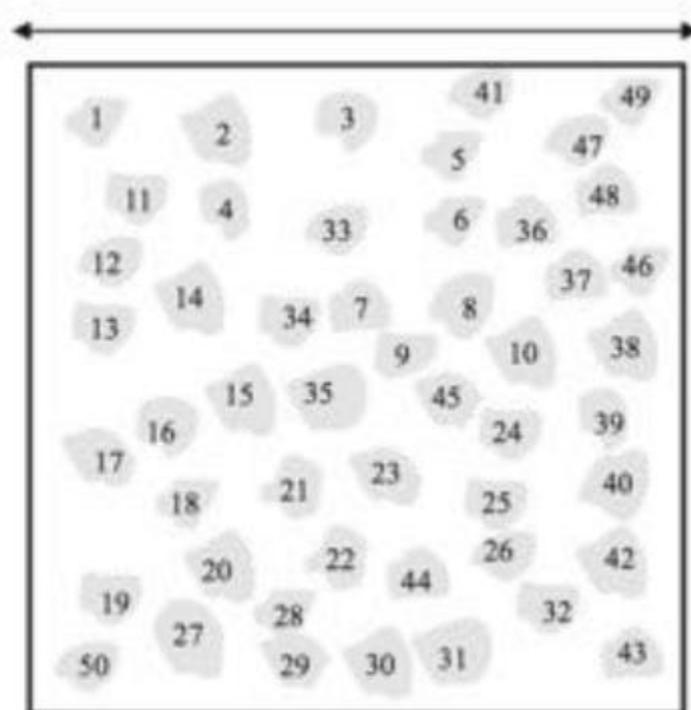
Es una modificación de la técnica de parcelas de muestreo para especies que sólo ocupan ciertos parches.

A efectos estadísticos cada parche es como una parcela de muestreo, a efectos metodológicos cada parche no se selecciona al azar en el espacio.

Cada parche debe ser definido operativamente, debe tener un borde establecido, todos los parches deben poder ser detectados, y todos los ejemplares del parche debe ser contabilizados.

Forma de proceder:

- 1) identificación y numeración de todos los parches,
- 2) muestreo, en orden aleatorio de todos los parches si son pocos, o de una selección al azar si son muchos o muy sensibles.



7.- Trampas y vallas.

Son barreras de corta longitud que conducen a los anfibios hacia trampas enterradas en el suelo o a modo de embudos en los extremos.

Es apta para especies terrestres sin hábitos muy trepadores o saltadores, y que no ocupen exclusivamente micro hábitats concretos.

Se usa sobre todo para estudiar la riqueza específica de una zona, o para detectar la presencia de especies raras o difíciles de observar.

Resulta caro en términos económicos y humanos tanto en su instalación como en su uso, por lo que no es útil en estudios intensivos.

El diseño puede ser muy variable (3 barreras es ideal en términos de coste/beneficio).

Las vallas deben estar enterradas unos 20 cm en el suelo, sobresaliendo al menos unos 40 cm, y estar hechas de material deslizante.

Las trampas de suelo suelen ser cubetas de plástico enterradas a ras del suelo y con orificios en su base para evitar el encharcamiento.

Se pueden usar trampas sin vallas, cebándolas o que se usen como refugios.

El tiempo óptimo de funcionamiento es variable y difícil de estimar.

Importante: las trampas deben taparse cuando el sistema no se use, y ser revisadas diariamente durante el período de actividad.



8.- Muestreos en los sitios de puesta

La mayoría de especies de anfibios son más fáciles de observar durante la reproducción se trata de contar de una manera predeterminada el número de adultos que se encuentra reproduciéndose en un momento concreto.

Es especialmente útil en zonas donde la mayoría de las especies concentran su período reproductivo en pocas semanas, y en masas de agua no excesivamente grandes ni pequeñas y sin mucha vegetación.

La estructura metapoblacional de los anfibios puede hacer necesario estudiar todas las masas de agua de una zona.

El muestreo debe contemplar el ciclo reproductivo de las especies presentes, siendo normalmente suficiente varios muestreos durante el periodo óptimo.

Si la zona es grande se puede combinar con muestreos acústicos, transectos, etc.



9.- Vallado en los sitios de puesta.

Se emplea para especies que se desplazan a una zona acuática para reproducirse y consiste en el vallado de una masa de agua y la colocación de trampas de suelo a ambos lados de la valla.

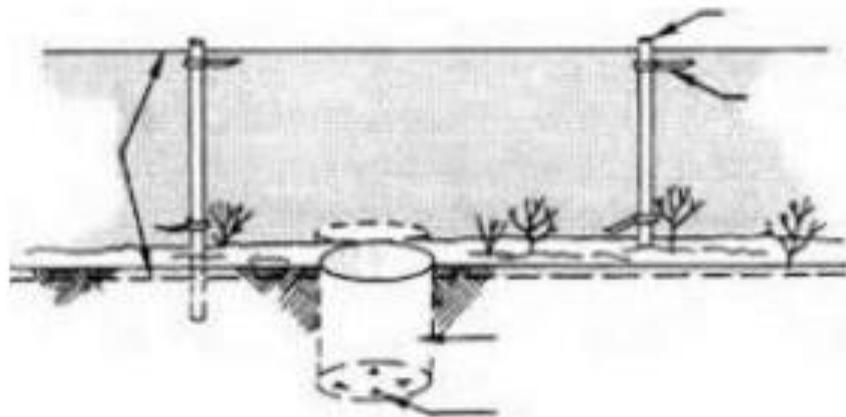
Es apropiado para charcas pequeñas, resultando demasiado costoso y poco práctico en masas de agua grandes.

La valla debe rodear y adaptarse a la forma de la masa de agua, y las trampas deben colocarse por parejas a ambos lados aproximadamente cada 10 m.

Las trampas deben revisarse cada día, y los animales capturados en cada lado deben ser liberarlos en el lado opuesto de la valla.

Este método suele usarse en combinación con técnicas de marcaje/recaptura para calcular tamaños poblacionales.

Cuando el sistema no se use el vallado debe abrirse y las trampas deben permanecer tapadas.



10.- Conteo de larvas

Existen varios métodos para capturar larvas en función de la complejidad del medio (mangas, redes verticales con flotadores, trampas, recogida volúmenes de agua, etc.).

Se asume que todos los individuos son capturados con la misma probabilidad el tiempo/esfuerzo de captura debe ser igual para cada unidad de muestreo.

Las unidades de muestreo deben estar separadas entre sí más de 5 m.

En masas de agua muy pequeñas se pueden realizar barridos con una manga y contar todas las larvas capturadas.

Cuando se realicen 10 barridos sin capturas se puede asumir que todas las larvas presentes han sido capturadas.

Si existe diversidad dentro de la zona de estudio se debe emplear un muestreo estratificado en parcelas con tiempos de muestreo para cada microhábitat, profundidad y distancia a la orilla, realizando transectos paralelos a la orilla.



Técnicas de Marcaje

Los factores a considerar antes de aplicar una técnica de marcaje son:

- Facilidad de aplicación
- Coste económico
- Permanencia del marcaje
- Anatomía, comportamiento o fisiología
- Edad, tamaño, y estadio de desarrollo
- Riesgo de infección, inflamación, necrosis...
- Habilidad del técnico
- Consideraciones bioéticas/legales

Los métodos aplicables son:

Métodos tradicionales (en desuso)

- Numeración mediante frío o calor.
- Tatuajes / panjet.
- Corte de falanges.

Métodos en uso

- Uso de patrones de diseño.
- Implantación de polímeros/etiquetas
- VIE (elastómeros de colores).
- VIAlpha (etiquetas alfanuméricas).
- PIT-TAGS (transponders).
- Radiotransmisores.

1.- Numeración por frío/calor.

Numeración mediante quemaduras en la piel con un molde mediante frío o calor. Es un método de bajo coste, pero presenta muchos inconvenientes: es doloroso, genera riesgo de infecciones y daños en tejidos.

Actualmente está en desuso.

2.- Tatuaje / panject.

Numeración mediante un tatuaje en la piel o implantación de manchas de tinta de colores mediante un panject. Es un método de bajo coste, pero presenta muchos inconvenientes: es doloroso, existe pérdida de legibilidad (no permanente) y hay riesgo de infecciones y daños en tejidos.

Actualmente está en desuso.

3.- Corte de falanges (toe-clipping).

Es la amputación de uno o más dedos a los que se les asigna un código o dígito. Ha sido muy usada en el pasado por su bajo coste.

Igualmente presenta muchos inconvenientes, como que es doloroso, se produce pérdida de legibilidad (no permanente), no es apta para especies arborícolas, existe un riesgo de infecciones y transmisión de enfermedades, puede reducir la supervivencia de los ejemplares, genera dificultades en el amplexo, el salto, muda, etc.

Como puntualización decir que no es conveniente cortar dedos consecutivos y en los machos hay que limitar el número de cortes.

El tejido puede usarse como fuente de ADN. Una alternativa es el toe-tipping, cortar solo el extremo del dedo es suficiente para la identificación ya que la regeneración es muy rápida, lo que genera un inconveniente añadido, pero para marcajes a corto plazo es efectivo.

4. Uso de patrones de diseño.

Se utiliza el propio diseño del animal para su reconocimiento individual usando fotografías. Es un método no invasivo y económico, pero solo se puede utilizar con especies con patrones de diseño apropiados.

Como pegas, decir que en estadios tempranos de desarrollo el patrón puede cambiar y no es válido para reconocimiento de un alto número de ejemplares.

Por último, requiere mucho tiempo de lectura para identificar a los animales.

5.- VIE (Elastómeros de colores)

Esta técnica consiste en la implantación subcutánea de un elastómero de colores. Los distintos colores y localizaciones de las marcas permiten un número elevado de códigos.

Algunos colores son fluorescentes y facilitan la localización de las marcas.

Es un método válido tanto para adultos como para larvas y se mantiene tras la metamorfosis. La marca puede moverse o disgregarse.

Esta técnica no es válida en especies con piel muy pigmentada.

El coste relativamente económico (kit 1000 elastómeros/1000€).

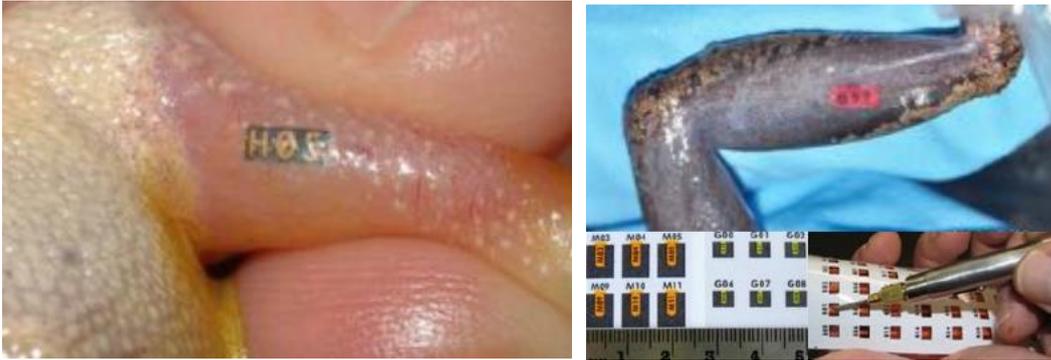


6.- VIAAlpha (etiquetas alfanuméricas).

La etiqueta alfanumérica, es una etiqueta del mismo material que los VIE que se implantan bajo la piel con un aplicador, por lo que es muy similar al anterior, pero nos permite incluir códigos alfanuméricos.

Existen dos tamaños disponibles en el mercado: 1,3x3,5 mm y 1x2,5 mm.

También con colores fluorescentes no válida en especies con piel muy pigmentada se mantiene tras la metamorfosis. Coste relativamente económico.



7.- PIT-TAGS (transponders)

Consiste en la implantación subcutánea o celómica de un transponder (11,5 x 2,1 mm, 0,06 g).

Es marcaje permanente y permite un número de códigos ilimitado de lectura rápida y fácil.

No es apto para ejemplares o especies pequeñas (>4-5 cm SVL). La colocación requiere cierta habilidad y puede producir infecciones.

Es relativamente caro (1-10€ unidad)

8.- Radiotransmisores.

Consiste en la implantación subcutánea o celómica, pegado o anclaje de un radiotransmisor. La principal singularidad es que permite la localización del ejemplar, así como un número de códigos muy elevado.

Es lectura rápida y fácil y no apto para ejemplares o especies pequeñas (>4-5 cm SVL). La colocación requiere cierta habilidad y puede producir infecciones.

Es muy caro (200€ unidad) y tiene duración muy limitada de la batería.



Estimas de tamaño poblacional

Con estos métodos de marcaje se pueden realizar estimas de tamaño poblacional, que nos pueden servir de guía a la hora de generar el seguimiento de poblaciones. A continuación, se relacionan un cuadro con los distintos métodos de estimas poblacionales, muestreos requeridos y tipos de marca.

Método	Muestreos requeridos	Tipo de marca	ES	Entradas	Salidas	Tasa de supervivencia	Asunciones
Petersen	2	colectiva/individual	+	-	-	-	población cerrada
Bailey's & Chapman's (Petersen mod.)	2	colectiva/individual	+	-	-	-	población cerrada
Triple captura	3	colectiva/individual	+	+	-	+	entrada y supervivencia variables
Media ponderada	varios	colectiva/individual	+	-	-	-	población cerrada
Schumacher	varios	colectiva/individual	+	-	-	-	población cerrada
positivo de Jackson	varios	colectiva/individual	+	+	-	-	entrada constante, salida variable
negativo de Jackson	varios	colectiva/individual	+	+	-	+	supervivencia constante, entrada variable
Fisher-Ford	varios	colectiva/individual	-	+	+	-	supervivencia constante
Jolly-Seber	varios	individual	+	+	+	+	supervivencia independiente de la edad
Manly-Parr	varios	individual	+	+	+	+	supervivencia variable

Otros sistemas para estimas de tamaños poblacionales.

Petersen	$\hat{N} = rn / m$	r , número de ejemplares capturados, marcados y liberados el día 1 n , número total de ejemplares capturados el día 2 m , número total de ejemplares marcados el día 1 y capturados el día 2
Bailey's & Chapman's (Petersen mod.) $m \leq 10$	$\hat{N}_B = r(n+1) / m+1$ $\hat{N}_C = [(r+1)(n+1) / m+1] - 1$	$ES_{\hat{N}_B} = [r^2(n+1)(n-m) / (m+1)^2(m+2)]^{1/2}$ $ES_{\hat{N}_C} = [(r+1)(n+1)(r-m)(n-m) / (m+1)^2(m+2)]^{1/2}$
Triple captura	$\hat{N}_2 = M_{21}(n_2+1) / m_{21}+1$ $M_{21} = [m_{31}(r_2+1) / (m_{32}+1)] + m_{21}$	r_1 , número de ejemplares capturados, marcados y liberados el día 1 r_2 , número de ejemplares capturados, marcados y liberados el día 2 n_2 , número total de ejemplares capturados el día 2 n_3 , número total de ejemplares capturados el día 3 m_{21} , número total de ejemplares marcados el día 1 y capturados el día 2 m_{31} , número total de ejemplares marcados el día 1 y capturados el día 3 m_{32} , número total de ejemplares marcados el día 2 y capturados el día 3

Mark Software



<http://warnercnr.colostate.edu/~gwhite/mark/mark.htm>

Propuesta de seguimiento de anfibios en la red de Parques Nacionales.

1. Elección del sitio de muestreo

Las unidades de muestreo serán lugares potencialmente válidos para la aplicación de las técnicas de muestreo antes expuestas y serán elegidas en base a las especies de anfibios presentes en cada Parque, intentado que cubran todo el rango de especies presentes, así como todo el tipo de hábitats.

Por parte de los responsables de ejecutar el censado, es necesario un conocimiento mínimo de las especies de la zona de estudio, así como el reconocimiento de sus adultos, larvas y puestas.

2. Tipos de muestreos

Dentro de cada punto de censo se deberá realizar un muestreo básico y además un muestreo más complejo que proporcionará datos más detallados sobre el tamaño de las poblaciones presentes.

El muestreo básico está orientado a ejemplares adultos y, por tanto, debe realizarse por la noche, mientras que el muestreo complejo está orientado a larvas y puestas, por lo que se realizará durante el día.

3. Realización de los muestreos

Los muestreos se realizarán rellenando en el campo las fichas elaboradas al efecto, en cierto modo estandarizadas. Esto es muy importante para poder obtener resultados que se puedan comparar y extraer de ellos conclusiones fiables.

Independientemente al tipo de muestreo elegido, en una primera visita deberás recorrer todos los puntos de muestreo con objeto de caracterizar los hábitats presentes.

Los puntos de muestreo serán zonas que, a priori, parezcan idóneas para la reproducción de la mayoría de anfibios presentes en el Parque, y deberán estar situados en varios puntos, alejados lo más posible uno de otro.

Además, si los puntos de muestreo elegidos pueden unirse por un itinerario (a pie o en coche) que sea favorable para la observación de ejemplares adultos, puedes incluir estos tramos como recorridos.

3a. Periodicidad y calendario de los muestreos

Deberás realizar, al menos, dos muestreos al año dentro del período reproductivo de la mayoría de especies presentes en la cuadrícula.

Los muestreos deberán ser suspendidos si las condiciones meteorológicas cambian bruscamente el día elegido, por ejemplo, por un descenso fuerte de la temperatura o un aumento importante del viento. En ese caso, el muestreo se pospondrá el tiempo necesario hasta que las condiciones meteorológicas vuelvan a ser favorables.

Una vez fijadas las fechas de los muestreos, estas se mantendrán en años sucesivos en la medida de lo posible. De la misma manera, el orden de los puntos de muestreo y de los recorridos, así como los tiempos empleados en cada uno de ellos, deberán mantenerse siempre lo más estrictamente posible entre muestreos sucesivos del mismo año y de años futuros.

Cada año, y justo antes de iniciar los muestreos, se actualizará la ficha de cuadrícula con objeto de analizar los posibles cambios en el medio que se hayan producido (cambios en el uso del suelo, alteraciones en el entorno, etc.).

En el caso de los muestreos complejos, se realizarán tantos muestreos al año como estimes oportuno, aunque se recomienda uno cada dos meses durante el todo el periodo larvario de las especies presentes. Para los conteos de puestas se recomienda una periodicidad semanal una vez que se haya detectado la primera puesta y hasta que dejen de aparecer nuevas puestas, lo que exige la visita frecuente de las masas de agua al inicio de la estación reproductiva.

3b. Protocolo de muestreo

Muestreo básico

El día elegido, se iniciará el muestreo en el punto de origen una hora más tarde de la puesta de sol.

Una vez anotadas en la ficha de muestreo las condiciones meteorológicas y la hora de inicio, se iniciará el muestreo en el punto o en el recorrido número uno. Los recorridos deben realizarse a muy baja velocidad si vas en coche, y buscando cualquier ejemplar que se encuentre en una franja de 2 m a cada lado si vas andando, o de 4 metros si vas

en coche. Cuando observes un ejemplar dentro del ancho establecido, deberás detener la marcha e identificar animal y anotar inmediatamente los datos de la observación en la ficha de muestreo.

Durante el muestreo de los puntos establecidos, deberás recorrer de forma sistemática toda la superficie de muestreo establecida en busca de ejemplares. Todas las observaciones serán anotadas en la ficha correspondiente, precisando el estadio de desarrollo.

Una vez anotada la hora de finalización, continuarás con el recorrido o punto de muestreo siguiente repitiendo el proceso hasta completar todos los puntos y recorridos establecidos. Al finalizar, no olvides anotar de nuevo las condiciones meteorológicas en la ficha de muestreo.

Muestreo complejo

Una vez completado el muestreo básico, podrás realizar el muestreo complejo si cuentas con autorización para manejar animales.

La metodología de muestreo a utilizar en cada caso dependerá de las especies presentes, y de las características de los puntos de muestreo seleccionados.

Para las especies del género *Bufo* y para *Rana temporaria*, emplearás el conteo de puestas, mientras que para el resto de especies emplearás distintas técnicas de conteo de larvas.

Las técnicas para el conteo de larvas a emplear en cada caso dependerán del tipo de punto de muestreo:

- para masas de agua de pequeño tamaño con visibilidad total (por ejemplo, un pilón de ganado, o una charca pequeña sin vegetación), o para masas de agua de tamaño intermedio o grande donde las larvas puedan ser divisadas con facilidad -al menos en los primeros 2-4 metros de orilla (por ejemplo, ibones de montaña con aguas cristalinas)-, utilizarás el conteo directo de ejemplares.
- para el resto de masas de agua, realizarás un muestreo con manga y estratificado por microhábitat, profundidad y distancia a la orilla.

- finalmente, para cursos de agua de pequeño tamaño y con visibilidad, utilizaras muestreo intensivo por unidad de tiempo.

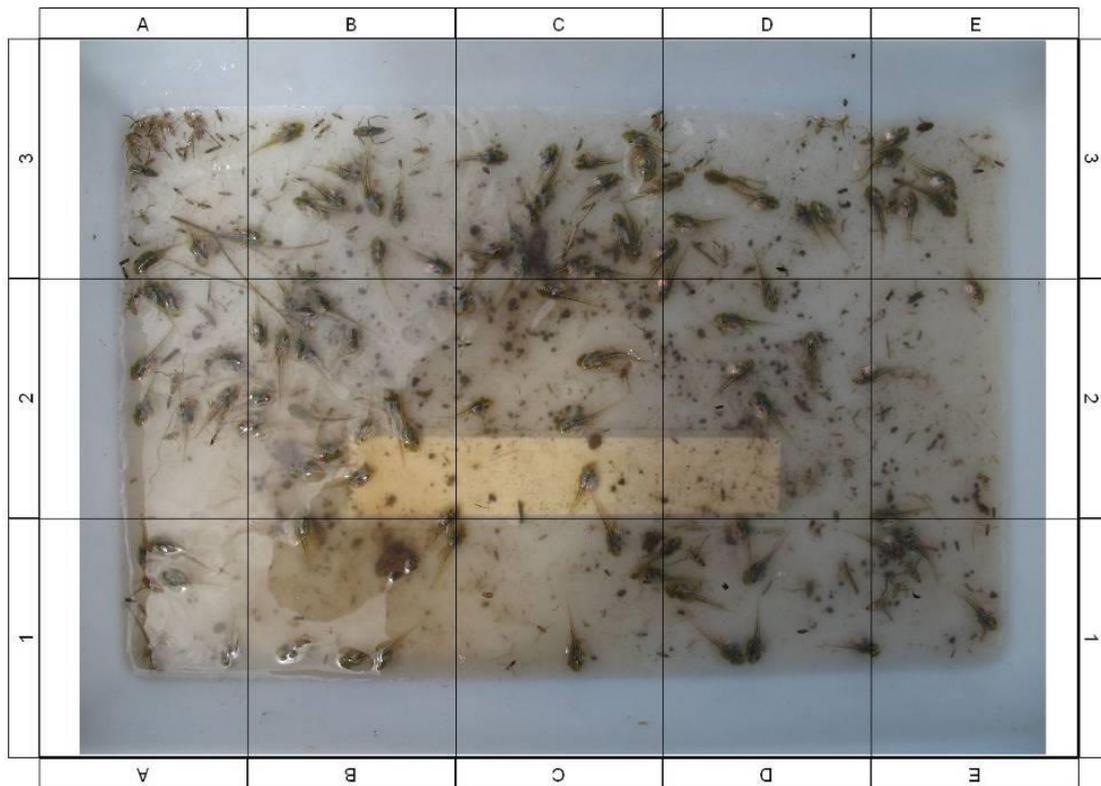
El día del muestreo deberás llevar:

- ficha de muestreo,
- termómetro,
- reloj,
- manga de muestreo (previamente desinfectada sumergiendo esta en agua con lejía domestica durante 10 minutos y aclarando bien después), y
- una regla o un trozo de papel milimetrado plastificado,
- cubos de plástico (previamente desinfectados como se indica antes),
- una bandeja de plástico blanca (previamente desinfectada como se indica antes), y
- cámara digital.

Los conteos directos de larvas y puestas deben realizarse en días sin viento. Deberás recorrer muy despacio todo el borde de la masa de agua anotando el número de puestas o de larvas observados. Trascurridos al menos 15 minutos, deberás repetir el conteo en sentido inverso. Si el conteo final difiere significativamente entre repeticiones (el número total de una de ellas es casi el doble de la otra), deberás repetir el proceso cuantas veces sea necesario hasta que ambas estimas sean similares.

Los muestreos de larvas con manga se realizarán a diferentes profundidades y distancias de la orilla, comenzando siempre por las zonas menos profundas, y considerando zonas con y sin vegetación acuática. Los mangueros deberán estar separados entre sí lo máximo posible, sin repetir nunca la zona manguera. Los mangueros serán rápidos, manteniendo la manga paralela a la orilla y a la misma profundidad, y cubriendo siempre unos 2 metros lineales en cada manguero. El número de mangueros por charca dependerá del tamaño y de la complejidad de ésta, y una vez establecido al final del primer muestreo se mantendrá constante en muestreos sucesivos. Deberás considerar hasta 3 categorías de microhábitats, en función de la cobertura y tipo de vegetación acuática (zonas sin vegetación, zonas solo con vegetación acuática sumergida, y zonas

con vegetación acuática emergida), hasta 3 categorías de profundidad (zonas someras de hasta 0.5 m de profundidad, zonas intermedias de entre 0.5 y 1 m, y zonas de más de 1 m de profundidad), y hasta 2 niveles de distancia a la orilla (zonas próximas a menos de 1.5 m de distancia de la orilla, y zonas alejadas a más de 1.5 m de la orilla). En cada uno de los microhábitats considerados deberás realizar hasta 20 mangueros, eligiendo al azar para cada uno de ellos una categoría de profundidad y de distancia a la orilla. Una vez realizado un manguero, deberás anotar el tipo de microhábitat, y la categoría de distancia a la orilla y profundidad, colocando cuidadosamente las larvas capturadas en la bandeja con agua de la charca, y devolviendo a la misma todo lo que no sean larvas de anfibios (invertebrados, vegetación, etc.). Si la abundancia de renacuajos es grande, se pueden usar dos o más bandejas para facilitar el conteo de las larvas. Dentro de la bandeja se colocará una regla o un trozo de papel milimetrado para tener una referencia del tamaño de las larvas. A continuación, se tomará una fotografía del contenido de la bandeja (ver ejemplo), y se anotará el número de fotografía en la casilla correspondiente al manguero realizado. Después se pasará el contenido de la bandeja a uno de los cubos, y se repetirá el proceso con el siguiente manguero. Cuando se hayan realizado todos los mangueros previstos, se devolverá con cuidado, todo el contenido de los cubos a la charca. Es conveniente identificar, in situ, las diferentes especies de larvas capturadas para facilitar el conteo posterior. Posteriormente, y ya en casa, se contabilizará para cada fotografía el número total de larvas (abundancia relativa) de cada especie en la pantalla del ordenador, completando la ficha.



Ejemplo de una fotografía con el resultado de un manguero en una charca. En el fondo se ha colocado una escala milimétrica y, ya en el ordenador, se ha dividido la superficie en cuadrículas para contabilizar más fácilmente el número de larvas.

Finalmente, para pequeños cursos de agua deberás elegir un tramo de unos 500 metros que resulte representativo, marcando el inicio y el final de forma inequívoca para muestreos siguientes. Dentro del tramo elegido analizarás los microhábitats importantes existentes (por ejemplo, pozas, cascadas y zonas remansadas). En cada uno de las unidades de microhábitat realizarás 5 sesiones de búsqueda intensiva de 1 min de duración cada una, empezando aguas abajo. En la búsqueda de larvas moverás pequeñas rocas, troncos u otros objetos, ayudándote de una manga para capturar las larvas. Las larvas capturadas serán depositadas en un cubo con agua del tramo estudiado hasta completar las 5 sesiones de cada unidad de microhábitat, cuando serán contabilizadas y liberadas a su lugar de captura.

4. Consideraciones adicionales

Tanto los recorridos como los muestreos de los puntos establecidos, deberán ser realizados siempre por un único observador, por lo que si te acompaña alguna otra

persona no debes incluir sus observaciones en la ficha de muestreo ni permitir que su presencia condicione tus observaciones.

Es muy importante que delimites, con la mayor precisión posible, los límites de la zona a muestrear. Ten en cuenta que no es necesario que la zona a muestrear comprenda la totalidad de la masa de agua elegida, por lo que las zonas de los puntos de muestreo que resulten inaccesibles, o que no permitan la correcta visibilidad de los ejemplares, no serán incluidas en la zona a muestrear.

Fichas tipo para los seguimientos

A continuación, se recogen algunas fichas tipo utilizadas en el Parque nacional de Picos de Europa para la toma de datos en el programa de seguimiento y que pueden servir de ejemplo a las necesarias para confeccionar por cada parque para el plan de seguimiento:



FichasSeguimientos.pdf