



ORGANISMO AUTÓNOMO DE
PARQUES NACIONALES

PARQUE NACIONAL DE DOÑANA

DISEÑO Y PUESTA A PUNTO DEL PROGRAMA DE SEGUIMIENTO DE PROCESOS Y RECURSOS NATURALES EN EL PARQUE NACIONAL DE DOÑANA

Memoria final

CONVENIO ESPECÍFICO DE COLABORACIÓN DE 1 DE JULIO DE 2003 ENTRE EL
ORGANISMO AUTÓNOMO DE PARQUES NACIONALES
Y EL
CONSEJO SUPERIOR DE INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS
Proyecto 1/88 de seguimiento de procesos naturales



**Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales
Estación Biológica de Doñana
Consejo Superior de Investigaciones Científicas**



Doñana, 23 de junio de 2006

DISEÑO Y PUESTA A PUNTO DEL PROGRAMA DE SEGUIMIENTO DE PROCESOS Y RECURSOS NATURALES EN EL PARQUE NACIONAL DE DOÑANA

Investigador Principal

Manuel Máñez

Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales.

Estación Biológica de Doñana-CSIC.

Coordinadores

José Juan Chans y Ana C. Andreu

Responsables de Áreas de Trabajo

Ana C. Andreu y José Juan Chans. *Invertebrados Terrestres, Anfibios y Reptiles*

Miguel Ángel Bravo. *Limnología, Vegetación Acuática, Invertebrados Acuáticos, Peces*

Olga Ceballos. *Mamíferos. Vegetación Terrestre*

Ricardo Díaz-Delgado. *Teledetección, Geomorfología, Grandes Formaciones Vegetales*

Manuel Máñez. *Aves*

Técnicos

José Luis Arroyo

Alfredo Chico

M^a Nuria Gallego

Luis García

Héctor Garrido

Fernando Ibáñez

Rafael Laffitte

Hugues Lefranc

David A. Paz

Álvaro Robles

Isidro Román

José Luis del Valle

Colaboradores eventuales

Carmen Albizu

Francisco Blanco

Emilie Bougeard

Sabine Delaitre

Nicole Euba

Rocío Juste

Margarita Mulero

Esther Sánchez

ÍNDICE

ÍNDICE	I
INTRODUCCIÓN.....	1
PROGRAMA DE SEGUIMIENTO.....	3
A.3.1. SEGUIMIENTO DE AGUAS SUPERFICIALES: CHARCAS EFÍMERAS	13
OBJETIVOS	13
A.3.1.1. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DE LA EVOLUCIÓN DE LAS CHARCAS EFÍMERAS	13
A.3.2. SEGUIMIENTO DE LAS AGUAS SUPERFICIALES; LAGUNAS.....	17
OBJETIVOS	17
A.3.2.1. PROTOCOLO DE SEGUIMIENTO DE LAS LAGUNAS EN INUNDACIÓN MÁXIMA	17
B.1. SEGUIMIENTO DE LA LÍNEA DE COSTA Y DE LA DINÁMICA DUNAR	21
INTRODUCCIÓN.....	21
OBJETIVOS	22
B.1.1. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DE DINÁMICA DE LA LÍNEA DE COSTA Y PLAYA.....	23
B.1.2. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DE LA DINÁMICA DUNAR.....	26
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	30
B.3. SEGUIMIENTO DE DE LA DINÁMICA DE LOS CONOS DE DEYECCIÓN DE ARENAS Y DE LOS PROCESOS SEDIMENTARIOS DE LA MARISMA.	31
INTRODUCCIÓN.....	31
OBJETIVOS	32
B3.1. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DE LA DINÁMICA DE CONOS DE DEYECCIÓN DE ARENAS Y DE LOS PROCESOS SEDIMENTARIOS DE LA MARISMA.....	33
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	36
C.1. CUBIERTAS VEGETACIÓN TERRESTRE.....	37
INTRODUCCIÓN.....	37
OBJETIVOS	38
C.1.1. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DE LA DINÁMICA DE LAS FORMACIONES DE PINAR, SABINAR, ENEBRAL COSTERO, MATORRAL Y VEGETACIÓN DE RIBERA.....	39
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	45
C.2. SEGUIMIENTO DE LA COMUNIDAD DEL ALCORNOCAL DE LA VERA (EL CASO DE LA PAJARERA DE LA FUENTE DEL DUQUE).....	47
INTRODUCCIÓN.....	47
OBJETIVOS	48
C.2.1. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DEL ALCORNOCAL DE LA PAJARERA	48

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	52
C.3. SEGUIMIENTO DE LA VEGETACIÓN DE MARISMA.....	53
INTRODUCCIÓN.....	53
OBJETIVOS	54
C.3.1. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DE LA VEGETACIÓN DE MARISMA.	54
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	59
C.4. SEGUIMIENTO DE LA PRODUCTIVIDAD PRIMARIA DE HERBÁCEAS EN MEDIOS TERRESTRES Y ACUÁTICOS.....	61
INTRODUCCIÓN.....	61
OBJETIVOS	61
C.4. PROTOCOLO PARA LA DETERMINACIÓN DE LA PRODUCTIVIDAD PRIMARIA DE HERBÁCEAS EN MEDIOS TERRESTRES Y ACUÁTICOS	62
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	64
D.1.1. SEGUIMIENTO DE LA NUTRIA	65
INTRODUCCIÓN.....	65
OBJETIVOS	65
D.1.1.1. PROTOCOLO DE MUESTREO DE NUTRIA	66
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	69
D.1.2. SEGUIMIENTO DE LAS POBLACIONES DE PEQUEÑOS MAMÍFEROS.....	71
INTRODUCCIÓN.....	71
OBJETIVOS	71
D.1.2.1. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DE MICROMAMÍFEROS	72
D.1.2.2. PROTOCOLO PARA EL CENSO DE RATA DE AGUA	74
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	78
D.1.3. SEGUIMIENTO DE LOS UNGULADOS SILVESTRES.....	79
INTRODUCCIÓN.....	79
OBJETIVOS	80
D.1.3.1. PROTOCOLO DE ITINERARIOS DE CENSO DE UNGULADOS	80
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	83
D.3.1. SEGUIMIENTO DE LAS ESPECIES CLAVE: CONEJO	85
INTRODUCCIÓN.....	85
OBJETIVOS	85
D.3.1.1. PROTOCOLO DE ITINERARIOS DE CENSO DE CONEJOS	86
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	88
D.3.2. SEGUIMIENTO DE LAS ESPECIES CLAVE: LIEBRE IBÉRICA.....	89

INTRODUCCIÓN.....	89
OBJETIVOS	89
D.3.2. PROTOCOLO DE ITINERARIOS DE CENSO DE LIEBRE IBÉRICA.....	89
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	93
D.3.3. SEGUIMIENTO DE LAS ESPECIES CLAVE: PERDIZ ROJA.....	95
INTRODUCCIÓN.....	95
OBJETIVOS	95
D.3.3. PROTOCOLO DE ITINERARIOS DE CENSO DE PERDIZ ROJA	95
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	98
D.3.4. SEGUIMIENTO DE LAS ESPECIES CLAVE: FOCHA COMÚN.....	99
OBJETIVOS	99
D.3.4.1. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DE LA REPRODUCCIÓN DE AVES ACUÁTICAS NO COLONIALES	100
D.3.4.2. PROTOCOLO PARA EL CENSO AÉREO DE AVES ACUÁTICAS	106
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	113
D.4. REGISTRO ORNITOLÓGICO GENERAL Y ACTUALIZACIÓN DEL INVENTARIO DE AVES EN DOÑANA	115
OBJETIVOS	115
RESULTADOS.....	115
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	116
D.5. SITUACIÓN DE LAS ESPECIES DE AVES CATALOGADAS COMO AMENAZADAS... 117	
OBJETIVO	117
D.5.1. PROTOCOLO PARA EL CENSO TERRESTRE DE AVES ACUÁTICAS	119
D.5.2. PROTOCOLO PARA EL CENSO TERRESTRE DE AVES EN LA PLAYA Y FRANJA LITORAL	123
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	126
D.6. SEGUIMIENTO DE LAS COMUNIDADES DE PASERIFORMES	129
OBJETIVOS	129
D.6.1. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DE LAS COMUNIDADES DE PASERIFORMES NIDIFICANTES ..	130
D.6.2. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DEL PASO POSTNUPIAL DE PASERIFORMES MIGRANTES....	140
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	145
D.7. SEGUIMIENTO DE LA NIDIFICACIÓN DE LAS AVES EN EL PARQUE NACIONAL DE DOÑANA	147
D.7.1. SEGUIMIENTO DE LA REPRODUCCIÓN DE LAS AVES ACUÁTICAS NO COLONIALES	147
D.7.2. SEGUIMIENTO DE LA REPRODUCCIÓN DE LAS AVES ACUÁTICAS COLONIALES.	148
D.7.3. SEGUIMIENTO DE LA REPRODUCCIÓN DE LAS RAPACES DIURNAS DEL PARQUE NACIONAL DE DOÑANA.....	155

D.8. SEGUIMIENTO DE LA INVERNADA DE AVES.....	161
D.8.1. SEGUIMIENTO DE LA INVERNADA DE AVES ACUÁTICAS	161
D.8.2. SEGUIMIENTO DE LA INVERNADA DE RAPACES EN EL PARQUE NACIONAL DE DOÑANA.....	166
D.9. SEGUIMIENTO DE LA COMUNIDAD DE ANFIBIOS.....	171
OBJETIVOS	171
D.9. PROTOCOLO DE MUESTREO DE ANFIBIOS	171
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	175
D.10. 1. REPTILES: SEGUIMIENTO DE LA TORTUGA MORA.....	177
OBJETIVOS	177
D.10.1.1. PROTOCOLO DE CENSO DE HUELLAS DE TORTUGAS EN TRANSECTOS	177
D.10.1. 2. PROTOCOLO DE CAPTURA, MARCADO Y RECAPTURA DE TORTUGAS EN UN ÁREA CONCRETA DEL PARQUE NACIONAL.....	179
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	184
D. 10.2. SEGUIMIENTO DE REPTILES: GALÁPAGOS AUTÓCTONOS	187
OBJETIVOS	187
D. 10.2. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DE LA DISTRIBUCIÓN DE LOS GALÁPAGOS EN DOÑANA ..	187
D.10.2.2. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DE LA ESTRUCTURA POBLACIONAL DE LOS GALÁPAGOS EN DOÑANA.....	191
D.10.3. SEGUIMIENTO DE REPTILES: GALÁPAGOS EXÓTICOS.....	193
OBJETIVOS	193
D.10.3. PROTOCOLO PARA LA DETECCIÓN DE GALÁPAGOS EXÓTICOS MEDIANTE ASOLEADEROS	193
D.10.4. SEGUIMIENTO DE REPTILES: SAURIOS	197
OBJETIVOS	197
D.10.4. PROTOCOLO DE CENSOS DE LAGARTIJAS Y SALAMANQUESAS	197
D.11. SEGUIMIENTO DE LA COMUNIDAD DE PECES	201
OBJETIVOS	201
D.11.1. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DE LA COMUNIDAD DE PECES EN HUMEDALES	201
D.11.2. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DE LA COMUNIDAD DE PECES EN CAÑOS Y SU RELACIÓN CON EL ESTUARIO DEL GUADALQUIVIR.....	203
D.12.1 INVERTEBRADOS TERRESTRES	207
D.12.1.1. SEGUIMIENTO DE INSECTOS POLINIZADORES: ABEJAS.....	207
D.12.1.2. SEGUIMIENTO DE ESCARABAJOS COPRÓFAGOS	211
D.12.1.3. SEGUIMIENTO DE HORMIGAS	214
D.12.1.4. SEGUIMIENTO DE MARIPOSAS DIURNAS (ROPALOCEROS).....	219
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	222

D.12.2. SEGUIMIENTO DEL CANGREJO ROJO DE LAS MARISMAS (<i>PROCAMBARUS CLARKII</i>)	223
INTRODUCCIÓN.....	223
OBJETIVOS	223
D.12.2.1. PROTOCOLO PARA LA DETERMINACIÓN DE CAPTURAS POR UNIDAD DE ESFUERZO Y ESTRUCTURA DE TALLAS COMO PARÁMETROS POBLACIONALES PARA EL SEGUIMIENTO DEL CANGREJO ROJO DE LAS MARISMAS	224
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	228
D.12.3. SEGUIMIENTO DE LOS MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS.....	231
INTRODUCCIÓN.....	231
OBJETIVOS	232
D.12.3.1. PROTOCOLO PARA PROSPECCIONES EXTENSIVAS DE MACROBENTOS ACUÁTICO.	232
D.12.3.2. PROTOCOLO PARA MUESTREO DE COMUNIDADES DE MACROBENTOS.....	236
D.12.3.3. PROTOCOLO PARA LA DETECCIÓN DE CANGREJO MITÓN CHINO Y OTRAS ESPECIES DE CRUSTÁCEOS PLAGA Y EL SEGUIMIENTO DE INVERTEBRADOS EN EL ESTUARIO DEL RÍO GUADALQUIVIR	239
MATERIAL	240
PERSONAL	240
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	241
D.12.4 SEGUIMIENTO DE EXPLOSIONES DEMOGRÁFICAS DE INVERTEBRADOS	242
INTRODUCCIÓN.....	242
OBJETIVOS	242
D.12.4.1. PROTOCOLO	243
D.13. SEGUIMIENTO DE ESPECIES DE FLORA CATALOGADA, RARA O AMENAZADA Y/O POCO REPRESENTADAS.....	245
INTRODUCCIÓN.....	245
OBJETIVOS	246
D.13.1. PROTOCOLO DE SEGUIMIENTO DE TENDENCIAS POBLACIONALES DE LA FLORA CATALOGADA .	246
D.13.2. PROTOCOLO DE PROSPECCIONES EXTENSIVAS DE ESPECIES DE FLORA CATALOGADA	250
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	251
D.14. CATÁLOGO DE ÁRBOLES SINGULARES O NOTABLES DEL PARQUE NACIONAL DE DOÑANA.....	255
INTRODUCCIÓN.....	255
OBJETIVOS	255
D.14. PROTOCOLO DEL CATÁLOGO DE ÁRBOLES SINGULARES O NOTABLES	256
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	261
D.15. SEGUIMIENTO DE LA VEGETACIÓN ACUÁTICA.....	263

OBJETIVOS	263
D.15.1. PROTOCOLO DE PROSPECCIONES EXTENSIVAS PARA INVENTARIO DE FLORA ACUÁTICA	263
D.15.2. PROTOCOLO DE RECONOCIMIENTO DE ESPECIES DE VEGETACIÓN ACUÁTICA, DE SU ABUNDANCIA RELATIVA Y SU FENOLOGÍA	265
D.15.3. PROTOCOLO PARA LA DETERMINACIÓN DE LA BIOMASA ANUAL PRODUCIDA EN LIMNÓFITOS..	269
G.3. SEGUIMIENTO DE LAS POBLACIONES DE CARNÍVOROS (LINCE Y SUS POTENCIALES COMPETIDORES)	273
INTRODUCCIÓN.....	273
OBJETIVOS	273
G.3. PROTOCOLO PARA EL CENSO DE HUELLAS DE CARNÍVOROS	274
BIBLIOGRAFÍA	276
J6. SEGUIMIENTO DE LOS CAMBIOS DE USOS EN EL ENTORNO DEL PND	279
OBJETIVOS	279
J6.1. PROTOCOLO PARA EL SEGUIMIENTO DE CAMBIOS DE USOS EN EL ENTORNO DEL PND	279
RECOMENDACIONES	283
ANEXOS	285
ANEXO 1. RED DE ESTACIONES DE MUESTREO EN ECOSISTEMAS ACUÁTICOS.....	287
ANEXO 2. PROTOCOLOS AUXILIARES PARA EL SEGUIMIENTO A ESCALA DE PAISAJE	293
PROTOCOLO AUXILIAR 1. PARA LA SELECCIÓN DE FUENTES DE DATOS Y MÉTODOS DE TELEDETECCIÓN	295
PROTOCOLO AUXILIAR 2. PARA LA CORRECCIÓN GEOMÉTRICA, RADIOMÉTRICA Y NORMALIZACIÓN DE SERIE TEMPORAL DE IMÁGENES LANDSAT.	301
PROTOCOLO AUXILIAR 3. PARA LA ADQUISICIÓN DE DATOS DE CAMPO COMO VERDAD-TERRENO PARA SEGUIMIENTO POR TELEDETECCIÓN.	323
PROTOCOLO AUXILIAR 4. PROPUESTO PARA LA CREACIÓN DE UN SISTEMA INTEGRADO DE TELEDETECCIÓN PARA EL PROGRAMA DE SEGUIMIENTO: EL SENSOR AHS.....	327
PROTOCOLO AUXILIAR 5. PARA LA DISTRIBUCIÓN Y DIVULGACIÓN DE DATOS MEDIANTE EL SERVIDOR DE CARTOGRAFÍA DIGITAL DE DOÑANA	333
ANEXO 3. INFORME SOBRE LA BIODIVERSIDAD DE DOÑANA	337

Introducción

La presente memoria, última de las acordadas en el Convenio de Colaboración entre el Organismo Autónomo de Parques Nacionales y el CSIC, contiene el documento “Programa de Seguimiento de Procesos y Recursos Naturales”, diseñado para el Parque Nacional de Doñana.

La información obtenida como resultado de la puesta en marcha de los diferentes seguimientos que componen el programa está disponible en la página web, cuyo diseño y puesta a punto ha sido objetivo igualmente de este Convenio.

En concreto, la página web del programa de seguimiento (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento/seguimiento.htm>) permite acceder de forma rápida a los protocolos, tablas de resultados, periodo de tiempo analizado, las instituciones responsables y los informes emitidos para cada seguimiento en formato digital. Además, desde ella puede enlazarse al Servidor de Cartografía Digital de Seguimiento (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento/>). Este servidor de mapas permite visualizar, consultar y descargar la localización de los puntos, transectos y parcelas de muestreo además de aquéllos resultados de seguimiento con una representación espacial. El protocolo auxiliar nº 5 (Anexos) incluido en el Programa de Seguimiento, describe con detalle las posibilidades de esta aplicación.

El Catálogo de árboles singulares o notables del Parque Nacional de Doñana, que se entregó en 2005, junto a la memoria de ese año, es otro de los resultados de este Convenio.

Adicionalmente, se entrega también el Informe sobre la Biodiversidad de Doñana, versión 0, que contiene una primera recopilación de taxones presentes en Doñana. Dicho informe continuará actualizándose en el futuro.

PROGRAMA DE SEGUIMIENTO

El **seguimiento** es un proceso de observación repetida en el espacio y en el tiempo, de uno o más elementos del medio, de acuerdo a **protocolos** preestablecidos, mediante el uso de métodos de obtención de datos comparables (Hockings *et al.*, 2000). El seguimiento debe proporcionar información cuantitativa, objetiva y contrastable y sus objetivos son evaluar los efectos de las prácticas de gestión, dar soporte a la toma de decisiones, detectar tendencias, acumular información sobre la variabilidad del sistema y actuar como red de vigilancia.

El Programa de Seguimiento del Parque Nacional de Doñana surgió, en gran medida, de la necesidad de contar con información fiable para respaldar la toma de decisiones en la gestión del Parque. Con este fin se diseñó inicialmente, un listado de seguimientos cuya puesta en marcha permitiera obtener una serie de datos básicos con los que alcanzar dicho objetivo.

El diseño y desarrollo de los diferentes seguimientos que componen este Programa ha corrido a cargo de los equipos técnicos del Parque Nacional de Doñana y de la Estación Biológica de Doñana. En el presente documento se da el listado completo de seguimientos que componen el Programa, si bien en el documento sólo se detallan aquellos cuya responsabilidad es compromiso del Equipo de Seguimiento de Procesos y Recursos Naturales de la Estación Biológica de Doñana

Para el diseño del Programa de Seguimiento que presentamos, se ha contado con el asesoramiento de más de 25 científicos expertos en los procesos y comunidades naturales objeto de seguimiento en Doñana. A todos ellos manifestamos nuestro agradecimiento por la inestimable colaboración prestada. Esta colaboración ha permitido establecer objetivos útiles y factibles, mejorar técnicas de muestreo, identificar especímenes y siempre, resolver dudas o problemas.

Algunos de los seguimientos y protocolos que componen este Programa tienen una larga tradición en Doñana. Es el caso de los seguimientos de aves que comenzaron hace más de 30 años y cuyos resultados han sido y son soporte para toma de decisiones de gestión y evidenciar procesos y tendencias

naturales en las comunidades biológicas del Parque Nacional de Doñana. Otros seguimientos son más recientes, o se implementarán a partir de la puesta en marcha de este Programa, y a pesar de haber sido validados durante el periodo de este Convenio, es posible que puedan optimizarse en el futuro.

Durante estos tres años, se ha diseñado una extensa Red de Estaciones de Seguimiento, que incluye puntos en todos los hábitats de Doñana. La red de estaciones acuáticas consta de más de 100 puntos y la red terrestre incorpora entre puntos, transectos y parcelas alrededor de 150 estaciones. A lo largo del desarrollo del Convenio, se confirmó el interés de la mayoría de los seguimientos propuestos, se añadieron algunos más y se valoró la adecuación de los protocolos presentados. Además se han implementado nuevas técnicas de censo y muestreo.

El presente Programa responde al compromiso de compatibilizar un seguimiento factible a largo plazo, adaptado a los recursos humanos y materiales disponibles y respetuoso con el medio ambiente. Consideramos que la utilidad de estos nuevos seguimientos quedará patente a lo largo de los próximos años.

Los autores de este Programa están de acuerdo en la necesidad de que el equipo que lleve a cabo el Programa de Seguimiento, cuente con la supervisión de un Comité Científico Asesor permanente, que debería estar constituido por tres o cuatro científicos de reconocida valía, que podrían decidir sobre la marcha general del Programa, la necesidad de instaurar nuevos seguimientos, los ajustes necesarios para la actualización de los protocolos, etc.

Es vital para la buena marcha del Programa de Seguimiento que se conjugue un cumplimiento estricto de los protocolos de muestreo, básico para que los datos obtenidos sean comparables a lo largo del tiempo, con la necesaria flexibilidad que permita adaptarse a la aparición de variaciones del sistema (aparición de nuevas especies invasoras, cambios en la ubicación de colonias, cambios en las estaciones de muestreo, etc.).

El Programa de Seguimiento se estructura en tres apartados: Medio Físico, Medio Biológico y Gestión. En cada apartado se detallan los seguimientos

propuestos y en cada uno de ellos los protocolos concretos para llevarlos a cabo.

Referencias bibliográficas

Hockings, M., Stolton, S. y Dudley, N. 2000. **Evaluating effectiveness. A framework or Assesing the Management of Protected Areas**. Gland, Switzerland.

Listado de seguimientos que componen este Programa

Medio Físico		
Seguimiento	Objeto de seguimiento	Responsable
A.1.. Meteorología	Parámetros meteorológicos	PND/EBD
A.2. Calidad del aire		MMA
A.3.1. Aguas superficiales	Charcas efímeras	EBD
A.3.2. Aguas superficiales	Lagunas	EBD
A.3.3. Aguas superficiales	Marisma	PND
A.3.4. Aguas superficiales	Calidad	PND
A.4. Aguas subterráneas	Red piezométrica	CHG
B.1.1. Línea de costa	Dinámica línea de costa y playa	EBD
B.1.2. Sistema dunar	Dinámica dunar	EBD
B.2. Sedimentación en marisma	Dinámica conos de deyección	EBD
Medio Biológico		
Seguimiento	Objeto de seguimiento	Responsable
C.1. Formaciones vegetales	Dinámica vegetación terrestre	EBD
C.1. Formaciones vegetales	Estructura bosque galería	EBD
C.1. Formaciones vegetales	Estructura pinar/sabinar/enebral	EBD
C.2. Formaciones vegetales	Estructura alcornocal Pajarera	EBD
C.3. Formaciones vegetales	Dinámica vegetación marisma	EBD
C.4. Formaciones vegetales	Producción primaria	EBD
D.1.1. Nutría	Censos de nutria	EBD
D.1.2. Micromamíferos	Comunidad de micromamíferos	EBD
D.1.2. Micromamíferos	Censos de rata de agua	EBD
D.1.3. Ungulados	Censos de gamo	PND
D.1.3. Ungulados	Censos de ciervo en vera y marisma	PND
D.1.3. Ungulados	Censos de ciervo en monte	EBD
D.1.3. Ungulados	Censos de jabalí	EBD
D.2. Varamientos fauna marina		Grampus/PND
D.3.1. Especies clave	Censos de conejo	EBD
D.3.2. Especies clave	Censos de liebre	EBD
D.3.3. Especies clave	Censos de perdiz	EBD
D.3.4. Especies clave	Reproducción focha	EBD
D.3.4. Especies clave	Invernada focha	EBD
D.4. Registro ornitológico	Anuarios ornitológicos e Informes anuales	EBD
D.5. Aves amenazadas	Censos coordinados de anátidas amenazadas y focha moruna	EBD
D.5. Aves amenazadas	Censos de gaviota de Audouin	EBD
D.6.1. Paseriformes	Primavera (reproductores)	EBD
D.6.2. Paseriformes	Paso postnupcial	EBD
D.7.1. Reproducción de aves	Acuáticas no coloniales	EBD
D.7.2. Reproducción de aves	Acuáticas coloniales	EBD
D.7.3. Reproducción de aves	Rapaces	EBD

Medio Biológico (cont.)		
Seguimiento	Objeto de seguimiento	Responsable
D.8.1. Invernada y censos de aves acuáticas	Censo aéreo	EBD
D.8.1. Invernada y censos de aves acuáticas	Censo humedales	EBD
D.8.1. Invernada y censos de aves acuáticas	Censo playa y franja litoral	EBD
D.8.1. Invernada y censos de aves acuáticas	Censo internacional	EBD/CMA/PND
D.8.2. Invernada de rapaces	Censo de dormideros	EBD
D.9. Anfibios	Anfibios	EBD
D.10.1.1. Reptiles.	Distribución tortuga mora	EBD
D.10.1.2. Reptiles.	Estructura poblacional tortuga mora	EBD
D.10.2.1. Reptiles.	Distribución galápagos autóctonos	EBD
D.10.2.2. Reptiles.	Estructura poblacional galápagos autóctonos	EBD
D.10.3. Reptiles.	Distribución galápagos exóticos	PND/EBD
D.10.4. Reptiles.	Saurios	EBD
D.11.1. Peces	Distribución humedales	EBD
D.11.2. Peces	Distribución caños	EBD
D.12.1.1. Invertebrados terrestres	Abejas	EBD
D.12.1.2. Invertebrados terrestres	Coleópteros coprófagos	EBD
D.12.1.3. Invertebrados terrestres	Hormigas en árboles	EBD
D.12.1.3. Invertebrados terrestres	Hormigas en construcciones	EBD
D.12.1.4. Invertebrados terrestres	Mariposas diurnas	EBD
D.12.2. Invertebrados acuáticos: cangrejo	Cangrejo: distribución	EBD
D.12.2. Invertebrados acuáticos: cangrejo	Cangrejo: estructura poblacional	EBD
D.12.3. Macroinvertebrados acuáticos	Macroinvertebrados humedales	EBD
D.12.3. Macroinvertebrados acuáticos	Macroinvertebrados caños	EBD
D.12.4. Explosiones Invertebrados	Explosiones demográficas	EBD
D.13. Flora catalogada	Distribución	EBD/PND
D.13. Flora catalogada	Dinámica poblacional	EBD
D.14. Árboles Notables	Catálogo	EBD
D.15. Vegetación acuática	Catálogo	EBD
D.15. Vegetación acuática	Distribución, densidad y fenología	EBD
D.15. Vegetación acuática	Biomasa	EBD
D.16. Flora exótica		PND
Gestión		
Seguimiento	Objeto de seguimiento	Responsable
E.1. Gestión hídrica	Enclaves manejados	PND
E.2. Gestión hídrica	Proyecto Doñana 2005	PND/EBD
F.1. Gestión Vegetación	Matorral	PND
F.2. Gestión Vegetación	Tratamientos silvícolas	PND
F.4. Gestión Vegetación	Repoblaciones	PND
F.5 Gestión Vegetación	Plantas exóticas	PND
G.1. Plan de manejo del lince	Densidad relativa	PND/EBD/CMA
G.2. Plan de manejo del lince	Reproducción	PND/EBD/CMA
G.3. Plan de manejo del lince	Carnívoros competidores	EBD
G.4. Plan de manejo del lince	Mortalidad no natural	PND/EBD/CMA
H. Plan de manejo del Águila Imperial	Dinámica población reproductora	PND/EBD

Gestión (cont.)		
Seguimiento	Objeto de seguimiento	Responsable
J.1. Usos del territorio y recursos culturales	ganadería	PND
J.2. Usos del territorio y recursos culturales	Aprovechamiento de la piña	PND
J.3. Usos del territorio y recursos culturales	Actividades Rocieras	PND
J.4. Usos del territorio y recursos culturales	Red viaria	PND
J.5.1. Usos del territorio y recursos culturales	Apicultura	PND
J.5. 2. Usos del territorio y recursos culturales	Marisqueo	PND
J.6.1. Usos del territorio y recursos culturales	Cambios de usos en el entorno	EBD
J.6.2. Usos del territorio y recursos culturales	Patrimonio histórico	PND

EBD = Estación Biológica de Doñana. CSIC.

PND = Parque Nacional de Doñana.

MMA = Ministerio de Medio Ambiente.

CMA = Consejería de Medio Ambiente. Junta de Andalucía.

CHG = Confederación Hidrográfica del Guadalquivir.

A.3.1. Seguimiento de aguas superficiales: Charcas efímeras

Asesora científica: Carmen Díaz-Paniagua (Estación Biológica de Doñana, CSIC).

Objetivos

Conocer el momento de formación de las charcas temporales, su duración, el momento en que se desecan y si se producen varios episodios de llenado y secado durante el periodo de inundación. Así mismo se tomarán datos sobre extensión y profundidad de estos medios.

A.3.1.1. Protocolo para el seguimiento de la evolución de las charcas efímeras

Se realizarán recorridos fijos desde que comience a llover en otoño. Estos recorridos pasarán por todas las zonas encharcables seleccionadas. Cada uno de estos puntos se identificará mediante GPS. En cada visita se registrará la fecha y si hay o no agua. En caso de haberse formado la charca se medirá la profundidad en su punto medio, o si la zona de inundación fuera muy extensa a 15 pasos de la orilla. Siempre que sea posible se colocará un nivel fijo, con una escala en cm, para que la profundidad se mida en el mismo sitio año tras año. También se estimará la extensión de la zona inundada.

Localidades de muestreo

Se han seleccionado 18 charcas o zonas inundables como puntos de muestreo, distribuidas por los cotos, vera y marisma del Parque Nacional (se puede consultar su localización en el Servidor de Cartografía Digital de Doñana (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento> y en la Tabla 1).

Tabla 1. Relación de charcas efímeras cuya formación y evolución se siguen en el Parque Nacional de Doñana.

Nº estación	nombre
3	Laguna del Brezo Nueva
7	Laguna del Navazo del Toro
10	Lagunas Dunares
12	Laguna del Hillo Rosado
13	Laguna de la Espajosa
22	La Dehesa
27	Llanos del Taraje
63	Laguna de la Soriana
64	sin nombre
65	Charco del Toro
66	sin nombre
67	sin nombre
68	Charca de los Hermanillos
69	sin nombre
70	Navazo de la Sarna
71	sin nombre
78	sin nombre
79	sin nombre

Calendario y periodicidad

Un día al mes desde el momento en que comience a llover en otoño y hasta que se sequen las charcas en verano. En un año medio de agua supone un día al mes de octubre a junio.

La periodicidad será anual.

Material

- Vehículo todo terreno
- Botas de agua
- GPS
- Planilla para la toma de datos y lápiz

Personal

Un técnico especializado en la toma de muestras biológicas

Resultados

Fecha estimada de formación. Se reseña como un periodo entre dos fechas, la de la última visita en que la charca estaba seca, antes de formarse, y la primera

en que había agua. En caso de que en la primera visita al punto de muestreo, éste ya tuviera agua, se tomará como fecha inicial del rango la del día en que la precipitación acumulada desde septiembre alcance o sobrepase los 50 l. (Esta cantidad de agua se ha elegido arbitrariamente, siendo, en nuestra experiencia, insuficiente para la formación de la mayor parte de las charcas efímeras de Doñana).

Periodo mínimo confirmado de encharcamiento. Es el periodo entre la primera y última visita en que se registró la presencia de agua. Se da también la duración en días de este periodo.

Fecha estimada de secado. Se da como un periodo entre la última visita en que se registro agua y la primera en que ya no había.

Detección de episodios repetidos de inundación, secado y llenado.

Profundidad y extensión máximas alcanzadas por las charcas.

Los datos se informatizarán en formato excel.

A.3.2. Seguimiento de las aguas superficiales: lagunas

Asesora científica: Claudia Keller (INPA, Brasil).

Objetivos

Registrar el estado máximo de inundación alcanzado por las lagunas y caños en Doñana anualmente.

A.3.2.1. Protocolo de seguimiento de las lagunas en inundación máxima

Consiste en una revisión anual, durante la época de máxima inundación, de una serie de lagunas, caños, lucios y otros cuerpos de agua para registrar el nivel de agua alcanzado.

Estaciones de muestreo

Se han seleccionado los siguientes 26 puntos de muestreo distribuidos por los cotos, vera y marisma del Parque Nacional (Para ver su localización ver Tabla 2 y consultar <http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

Tabla 2. Listado de lagunas y otros humedales de Doñana, en los que se sigue la inundación máxima.

Nº estación	estación	marisma / cotos
1	Laguna Dulce	cotos
2	Laguna de Santa Olalla	cotos
3	Laguna del Brezo Nueva	cotos
4	Laguna del Zahillo	cotos
5	Laguna de las Pajas	cotos
6	Charca de la Mojea	cotos
7	Laguna del Navazo del Toro	cotos
8	Laguna del Pinar	cotos
9	Laguna del Sopotón	cotos
13	Laguna de la Espajosa	cotos
17	Laguna de la Mata de los Domínguez	cotos
23	Laguna del Carrizal	cotos
25	Navazo de la Higuera	cotos

Nº estación	estación	marisma / cotos
29	Laguna del Hondón	marisma
30	Marisma del Rocío	marisma
31	Laguna de los Mimbrales	cotos
32	Laguna de los Guayules	cotos
33	Caño de Martinazo, desagüe	marisma
34	Caño de la Caquera, desagüe	marisma
40	Lucio del Membrillo	marisma
42	Caño Travieso	marisma
45	Arroyo de Soto Grande, desagüe	marisma
53	Caño Marín	cotos
54	Arroyo del Partido	cotos
58	Lucio del Caballero	marisma
62	Caño Mayor	marisma

Criterios de clasificación

Los criterios para valorar la inundación serán:

En la zona de los cotos	
1	Lleno, cuando la inundación abarque además de la cubeta, el área encharcable circundante.
2	Lleno hasta el límite normal de la cubeta.
3	Tiene agua pero no hasta el límite de la cubeta.
4	Menos de la mitad de la cubeta con agua.
5	Sólo zonas más hondas de la cubeta encharcadas.
6	Seco.
En la marisma:	
1	Totalmente inundado.
2	Parcialmente inundado.
3	Encharcado.
4	Seco.

Material

- Vehículo todoterreno
- Lápiz y cuaderno

Personal

1 técnico especializado en la toma de muestras biológicas.

Calendario y periodicidad

3 días en Marzo (época de máxima inundación en Doñana). Anual.

Resultados

Registro del llenado máximo anual de las lagunas, caños y lucios.

B.1. Seguimiento de la línea de costa y de la dinámica dunar

Asesores científicos: José Ojeda Zújar e Ismael Vallejo (Dto. Geografía, Universidad de Sevilla).

Introducción

El sistema de dunas móviles del P.N. de Doñana ocupa unos 60 km² y se desarrolla sobre una flecha litoral que, desde el máximo transgresivo flandriense (6500 BP), ha ido progresivamente cerrando la antigua bahía asociada a la desembocadura del Guadalquivir (Lario et al, 2002). En la actualidad ocupa un frente costero de mas de 20 km y se extiende hacia el interior hasta aproximadamente 4 km. La estructura general del complejo se define a través de diferentes trenes de dunas transgresivas, con nítidos frentes de avance en el sentido de los vientos dominantes (SO-NE con carácter general), y depresiones interdunares que se intercalan entre los anteriores, separándolos unos de otros. La totalidad del sistema de dunas móviles está integrado por las unidades de duna costera (*foredune*), trenes de dunas transgresivas (*transgressive dune ridges*) y depresiones interdunares (*slacks*).

El sistema costero del PND presenta una dinámica muy activa dada la influencia oceánica en la morfología de la línea de costa y en el desarrollado sistema dunar (Ojeda y Vallejo 2003). El retroceso y avance de la línea de costa puede ser cuantificado a lo largo del tiempo en función de la velocidad de este proceso. En las últimas décadas se ha constatado un avance entre Mazagón y la Torre del Loro, y una retirada de la misma entre Matalascañas y Sanlúcar de Barrameda, originando en este último sector una serie de playas colgadas que aumentan en número hacia la desembocadura del Guadalquivir.

Las nuevas tecnologías (GPS, restitución fotogramétrica, Lidar, etc.) posibilitan la obtención de parámetros morfométricos de forma precisa, rápida y repetitiva para extensas áreas (Ojeda, 2000). La fotogrametría y las imágenes de teledetección, ambas con carácter retrospectivo, son una herramienta esencial

para el análisis dinámico de estos espacios (Brown and Arbogast, 1999; Judge et al, 2000). Así, la teledetección permite discriminar los sistemas de dunas móviles dada la característica respuesta espectral de la arena. De esta forma el avance y tendencia general del sistema dunar y los corrales (áreas interdunares cubiertas por *Pinus pinea*) puede ser cuantificado a través una serie temporal de escenas sobre el área de interés mediante previa normalización radiométrica afín de evitar problemas de calibración.

La metodología planteada utiliza la banda 7 de los sensores Landsat TM y ETM+ (2.08 - 2.35 μm) basados en la óptima discriminación espectral que existe en esta banda entre el mar y la playa (márgen y río), entre las dunas y los corrales y entre arenas y arcillas cubiertas por vegetación (White y El Asmar, 1999).

El análisis de los cambios llevado a cabo en estos protocolos se efectuó para periodos de cada aproximadamente 5 años que se corresponde con la frecuencia establecida en las prescripciones técnicas del proyecto. No obstante, se aplicaron también a fechas anteriores con objeto de determinar cambios sustanciales en las dinámicas examinadas en periodos más extensos y poder así valorar la idoneidad de las metodologías.

La fecha de referencia que constituye el origen de análisis para todos los seguimientos de este protocolo es el 25 de agosto de 1984, año de la primera imagen Landsat TM disponible para Doñana.

Objetivos

- Controlar la dinámica de la línea de costa y la morfología dunar a escala 1:100000.
- Evaluar la velocidad de avance de las dunas, así como la variación en superficie y morfológica de los diferentes ecosistemas asociados a ella a escala 1:100000.
- Evaluar los procesos de regresión/transgresión de la línea de costa.

- Evaluar la velocidad con que se producen estos fenómenos, y su relación con las actividades humanas en la zona (dragados, tráfico fluvial, etc) que ayuden a la prevención y gestión.
- Orientar las actuaciones restauradoras que en cada caso procedan

B.1.1. Protocolo para el seguimiento de dinámica de la línea de costa y playa

Para la discriminación de la línea de costa deben calcularse los coeficientes de mareas estimados para cada fecha de adquisición de la serie de escenas comparadas con objeto de tener en consideración el efecto mareal en la estima de la línea de costa. El cálculo de los coeficientes de marea se realiza con el software wxtide32 (<http://wxtide32.com/>).

A continuación se detalla secuencialmente el proceso metodológico para la obtención de las líneas de costa:

1. Segmentación de la banda 7 empleando como valores mínimo y máximo de reflectividad 0-0.05. Estos valores se corresponden con los valores de reflectividad media del mar calculadas para la serie. El mínimo de población de píxeles usado para pertenecer a un segmento es de 100 y el número de píxeles a considerar para la conectividad de los segmentos es 8.
2. Generación de la máscara de mar/tierra (línea de costa) a partir del valor asignado por la segmentación al mar.
3. Aplicación de un filtro de moda con ventana de convolución de 3x3 para eliminar píxeles con valores anómalos.
4. Vectorización de la máscara resultante.

Localidades (Puntos de referencia)

Una vez obtenidas las cartografías de línea de costa para cada fecha (Figura 1), se procede a estimar la distancia con respecto a los puntos de referencia en la costa siguiendo un rumbo fijo. Los puntos de referencia escogidos se

distribuyen a lo largo de toda la costa del parque nacional y sus coordenadas figuran en la Tabla 3. Estos puntos se corresponden a estructuras de origen humano que se mantienen fijas en el tiempo (disponibles en <http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento/>).

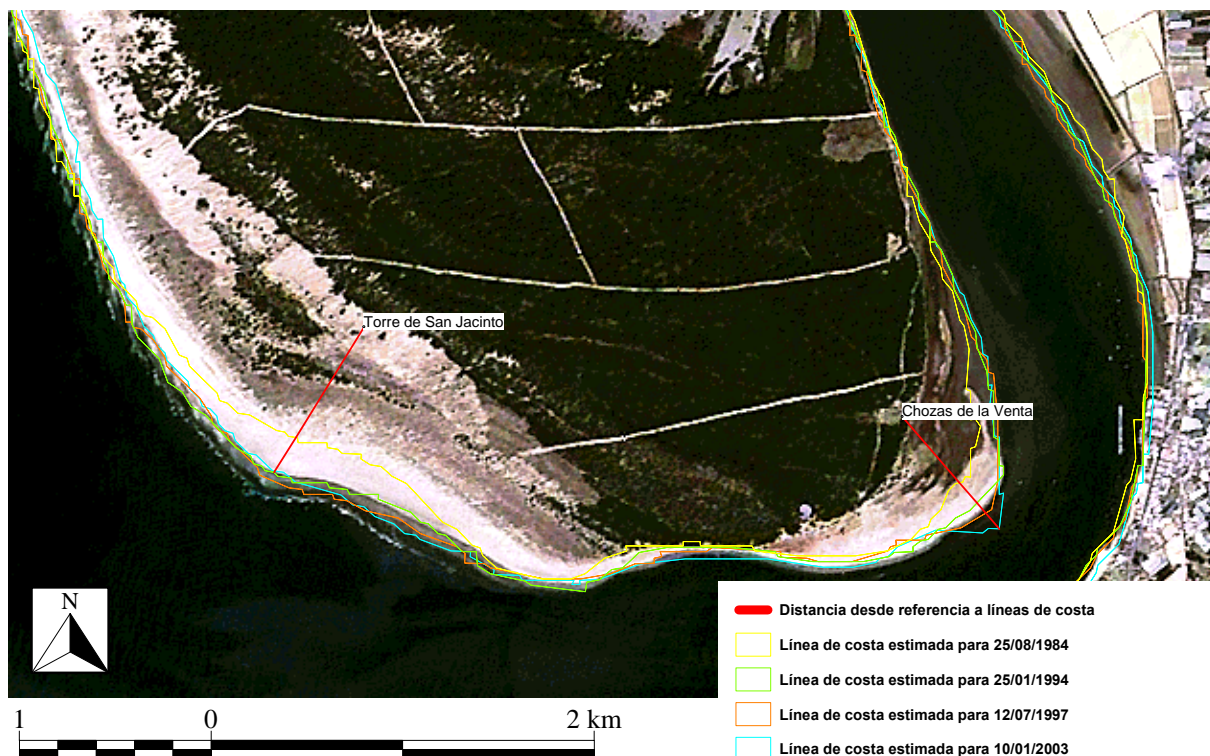


Figura 1: Detalle de la dinámica de la línea de costa en la Punta del Malandar.

Los rumbos se establecieron con idea de maximizar las distancias indicadoras de las tendencias en los cambios de la línea de costa.

Tabla 3: Localización geográfica de los puntos de referencia y rumbos desde el Norte geográfico para el seguimiento de la dinámica costera. Coordenadas en proyección UTM huso 30 con datum European 1950 para España y Portugal obtenidas mediante GPS diferencial con corrección post-proceso.

Toponimia	X	Y	Rumbos N (°)
Chozas de la Venta	201152.50	4078517.50	139.21
Torre San Jacinto	198342.50	4078987.50	121.66
Cuartel del Inglesillo	196413.75	4081478.75	167.45
Torre Zalabar	195097.50	4086692.50	162.57
Torre Carbonero	191152.60	4093224.43	122.55
Chozas de los Pescadores	188217.50	4096822.50	142.22

Calendario

Las escenas empleadas para la validación deben ser escogidas en función de los valores similares de coeficiente de marea calculados para la hora de

pasada del satélite (10:30 AM UTC) y el periodo de tiempo transcurrido entre ellas ajustándose a la frecuencia quinquenal requerida en las prescripciones técnicas.

Material

Los métodos aplicados emplean como fuente de datos las imágenes de reflectividad corregistradas y normalizadas obtenidas aplicando los protocolos auxiliares para el tratamiento de la serie temporal de imágenes de Landsat TM y ETM+, para adquisición de datos de campo como verdad-terreno (necesidad de GPS).

Con respecto al software de tratamiento de las imágenes, para la aplicación de los protocolos aquí expuestos, se requieren licencias de MiraMon, ENVI y ArcGis.

Personal

El personal dedicado deberá poseer conocimientos de teledetección y fotointerpretación y digitalización en pantalla.

Resultados

Las fechas de las escenas de satélite se escogieron tal y como establecen los protocolos, en función del coeficiente mareal (comparables) y el periodo de años entre ellas (Tabla 4).

Tabla 4: Fechas escogidas para la comparación de línea de costa y sus coeficientes de marea estimados para la hora de paso del satélite (10:30 AM UTC). Se muestran así mismo el periodo de años entre las escenas y los coeficientes mareales máximo y mínimo registrados para toda la serie.

Fecha de la escena	Coeficiente de marea (m)	Periodo de años
25/08/1984	1.93	
25/01/1994	1.85	9.42
12/07/1997	1.75	3.46
10/01/2003	1.86	5.50
Máximo serie	2.37	
Mínimo serie	0.29	

Los periodos entre escenas son aproximadamente 10, 5 y 3 años, entre los cuales se aprecian cambios importantes en la línea de costa.

La tabla de resultados muestran para cada Punto de Referencia en las filas, y para cada fecha analizada en las columnas, las distancias totales entre la línea de playa en cada fecha y cada punto de referencia. Se ofrece también una tasa media anual de avance o retroceso en la línea de costa y en consecuencia un campo acerca del carácter progradante o regresivo del proceso. Además se ofrece la tabla con las coordenadas de las localizaciones de los puntos de referencia y los rumbos con orientación Norte y la tabla con los coeficientes mareales y el periodo de años entre las escenas comparadas.

Los resultados indican un importante proceso de transgresión en la Punta del Bajo derivado de la acumulación de sedimentos en la zona y una no menos importante tasa de erosión en la playa del norte del parque que encuentra su máximo a la altura de Torre Zalabar. Los valores parecen haber aumentado con respecto a los ofrecidos por Menanteau (1979) en el retroceso a la altura de Torre Carbonero de 88 m/siglo y en la progradación a la altura de Torre San Jacinto de 105 m/siglo y ser similares en Torre la Higuera con una tasa estimada de 70 m/siglo (muy próxima a Chozas de los Pescadores). Los procesos dominantes siguen siendo los mismos.

Los resultados brutos se acompañan de la cartografías completas de la línea de costa del Parque Nacional de Doñana publicadas para cada fecha en el Servidor de Cartografía Digital de Doñana (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>). Además se incluyen los límites mareales derivados de la cartografía de costa efectuada para las escenas con los coeficientes mareales máximo y mínimo de la serie que permiten determinar el ancho de playa. También se incluye la digitalización a escala 1:5000 sobre las ortofotos aéreas en pantalla de la línea de contacto entre la duna costera (foredune) y la playa alta (backshore) con objeto de determinar su localización a nivel subpixel en las imágenes.

B.1.2. Protocolo para el seguimiento de la dinámica dunar

Al igual que para la línea de costa, se emplean en la determinación del ritmo de avance de las dunas móviles las bandas 7 de las imágenes de satélite de la serie temporal.

A continuación se detalla secuencialmente el proceso metodológico para la cartografía de la superficie dunar:

1. Segmentación de la banda 7 empleando como valores mínimo y máximo de reflectividad 0.37-0.64. Estos valores se corresponden con los valores de reflectividad media de las dunas calculadas para la serie. El mínimo de población de píxeles usado para pertenecer a un segmento es de 100 y el número de píxeles a considerar para la conectividad de los segmentos es 8.
2. Generación de la máscara de dunas para cada fecha (Figura 2).
3. Proceso de sustracción por fechas consecutivas de las máscaras de dunas generadas.

Calendario

Las escenas escogidas deben maximizar la separabilidad espectral en la respuesta radiométrica entre corrales (interdunas) y los frentes dunares. Este contraste es máximo para determinadas fechas en las que existe mayor transparencia atmosférica. Además debe considerarse el periodo de tiempo transcurrido entre ellas para ajustarlo al propuesto en las prescripciones técnicas (5 años).

Localidades (Sectores de Actividad Dunar)

Una vez obtenidas las cartografías de resta de superficie dunar para cada fecha, se extrae la superficie cubierta para cada uno de los sectores de actividad dunar definidos por Ojeda y Vallejo (2003) en el sistema dunar del Parque Nacional de Doñana (Figura 2). Estos distintos sectores a lo largo del sistema poseen características bien distintas en cuanto a la disposición, número y relevancia de los trenes dunares. Los ángulos de los rumbos se corresponden con los máximos de avance dunar.

Material

Los métodos aplicados emplean como fuente de datos las imágenes de reflectividad corregistradas y normalizadas obtenidas aplicando los protocolos

auxiliares para el tratamiento de la serie temporal de imágenes de Landsat TM y ETM+, para adquisición de datos de campo como verdad-terreno.

Con respecto al software de tratamiento de las imágenes, para la aplicación de los protocolos aquí expuestos, se requieren licencias de MiraMon, ENVI y ArcGis.

Personal

El personal dedicado deberá poseer conocimientos de teledetección, fotointerpretación y digitalización en pantalla.

Resultados

Tras analizar la separabilidad espectral de la serie temporal de imágenes se escogieron fechas en las que la reflectividad media de las dunas se discriminaba en la banda 7 nítidamente de la reflectividad media de los corrales cubiertos por pinar (Tabla 5).

Tabla 5: Fechas escogidas para la cartografía de frentes dunares.

Fechas	Periodo de años	Ref media dunas	Ref media corrales
01/09/1988		0.51	0.12
06/03/1997	8.52	0.50	0.08
10/01/2003	5.85	0.57	0.10

Además de la comparación entre escenas con 5 años de diferencia se añadió una escena con diferencia de 8 años y medio para complementar la validación. La tabla muestra para las fechas de análisis en las filas, y para cada sector dunar en las columnas, las tasas medias anuales de avance dunar. Además, se indican para cada sector el número de frentes dunares que atraviesa cada rumbo y la orientación N de dichos rumbos.

De acuerdo con los resultados se ha incrementado el ritmo de avance dunar en los últimos años, notablemente en los sectores medios del complejo dunar. Al mismo tiempo estos sectores son sin duda los más activos. Los valores medios se encuentran entre los estimados por García-Novo et al. (1976).

Los resultados se acompañan de la cartografía completa de la superficie dunar del Parque Nacional de Doñana publicada para cada fecha analizada en el

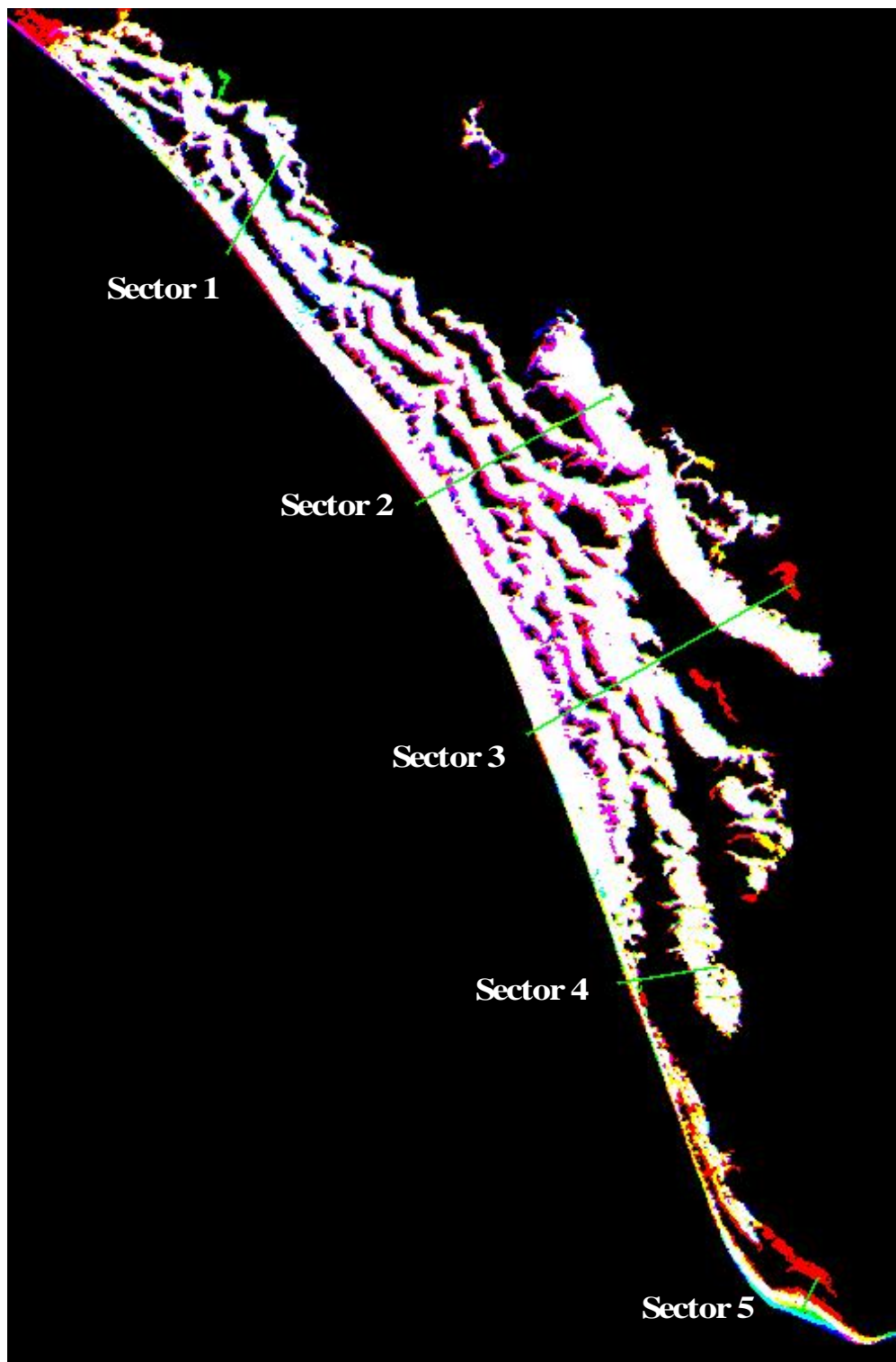


Figura 2: Cartografía dunar para las fechas analizadas. Rojo: 1984, verde: 1997 y azul: 2003. Las líneas verdes se corresponden con los frentes de avance característicos de cada sector del complejo dunar.

Referencias bibliográficas

- Brown, D.G y Arbogast A.F. 1999. Digital photogrammetric change analysis as applied to active coastal dune in Michigan. *Photogrammetric Engineering & Remote Sensing*. 65(4):467-474.
- García Novo, F., Ramírez Diaz, L. y Torres, A. 1976. El sistema de dunas de Doñana. *Naturalia Hispanica*, 5:51-52.
- Judge, E.K., Garriga, C.M. y Overton, M.F. 2000. Topographic analysis of dunes volume and position, Jockey's Ridge State Park, North Carolina. *Shore and Beach*. 68(4):19-24.
- Lario, J., Zazo, C., Goy, J.L, Dabrio, C., Borja, F., Silva, P.J., Sierro, F.J., Gonzalez, A., Soler, V. y Yll, E. 2002. Changes in sedimentation trends in SW Iberia Holocene estuaries (Spain). *Quaternary International*, 93-94: 171-176.
- Menanteau, L. 1979. Compte rendu des journées sur l'aménagement et la protection du littoral (Madrid, les 2-5 mai 1978). *Mélanges de la Casa Velázquez*, 15 :615-622.
- Ojeda, J. 2000. Métodos para el cálculo de la erosión costera. Revisión, tendencias y propuesta. *Boletín de la Asociación de Geógrafos Españoles*, 30:103-118.
- Ojeda, J. y Vallejo, I. 2003. El empleo de los modelos digitales del terreno (MDTs) en la caracterización geomorfológica del sistema de dunas móviles del Parque Nacional de Doñana. In *Resúmenes de la II Reunión Nacional Geomorfología Litoral*. Santiago de Compostela. Universidad de Santiago de Compostela. Pp. 21-27.
- White, K. y El Asmar, H.M. 1999. Monitoring changing position of coastlines using Thematic Mapper imagery, an example from the Nile Delta. *Geomorphology* 29 1999 93–105.

B.3. Seguimiento de de la dinámica de los conos de deyección de arenas y de los procesos sedimentarios de la marisma.

Asesores científicos: Javier Bustamante (EBD-CSIC) y Juan Miguel Mintegui (Universidad Politécnica de Madrid).

Introducción

La dinámica fluvial de los arroyos vertientes a la marisma ha sido alterada a lo largo de las últimas décadas debido en gran medida a las actuaciones en las cuencas de drenaje. Con el proyecto de regeneración hídrica y corrección de cauces esta dinámica se verá también afectada para aquellas actuaciones previstas en el plan Doñana 2005.

Uno de los efectos más evidentes es el aporte continuo de sedimentos y la formación de importantes conos de deyección entorno a la marisma de El Rocío. En esta zona se pone de manifiesto un proceso de colmatación que debe ser evaluado no sólo sobre el terreno si no además mediante un estudio retrospectivo que muestre la velocidad de deposición de sedimentos y la relación con las aportaciones fluviales así como con la gestión de las cuencas de drenaje.

El arroyo del Partido presenta, salvo por su escasa pendiente, la estructura típica de una cuenca torrencial: con su área de recepción, su garganta, su primitivo cono de deyección y con anterioridad a 1981 presentaba también un canal de desagüe, que era el encargado final de conducir sin sedimentos la corriente del arroyo a la marisma: el llamado caño del Ajolí. En 1982 la superficie que ocupaba el nuevo cono de sedimentación (el anterior se encontraba en el cauce canalizado en 1981) ha sido estimado en 14.72 ha; 29 en 1985; a 104 en 1993; 204 en 1996; 317 en 1997 y 381 en 1998 (Sendra Arce, 2002). El incremento del cono de sedimentación ha continuado y continúa de forma dinámica.

Merced a la disponibilidad de escenas procedentes de las diferentes fuentes de teledetección citadas se ha podido discriminar la deposición de sedimentos en la zona de estudio constatada por Sendra Arce (2002). Además han podido constatarse los cambios producidos en estos conos a lo largo de los últimos 30 años. Este aspecto resulta clave para determinar de forma cuantitativa el crecimiento de estos conos y de la influencia de las actuaciones del 2005 en la dinámica fluvial de estos arroyos.

La metodología planteada utiliza la banda 7 de los sensores Landsat TM y ETM+ (2.08 - 2.35 μm) basados en la óptima discriminación espectral que existe en esta banda entre el mar y la playa (márgen y río), entre las dunas y los corrales y entre arenas y arcillas cubiertas por vegetación (White y El Asmar, 1999).

El análisis de los cambios llevado a cabo en estos protocolos se efectuó para periodos de cada aproximadamente 5 años que se corresponde con la frecuencia establecida en las prescripciones técnicas del proyecto. No obstante, se aplicaron también a fechas anteriores con objeto de determinar cambios sustanciales en la dinámicas examinadas en periodos más extensos y poder así valorar la idoneidad de las metodologías.

La fecha de referencia que constituye el origen de análisis para todos los seguimientos de este protocolo es el 25 de agosto de 1984, año de la primera imagen Landsat TM disponible para Doñana.

Objetivos

- Generar el banco de datos que permita conocer la dinámica de la sedimentación de materiales finos en el sistema de marisma.
- Conocer la dinámica de erosión, transporte y sedimentación de arenas que afecta a áreas concretas de la marisma.
- Orientar las actuaciones restauradoras que en cada caso procedan.

B3.1. Protocolo para el seguimiento de la dinámica de conos de deyección de arenas y de los procesos sedimentarios de la marisma.

El procedimiento de análisis es similar al descrito para línea de costa basado en la óptima discriminación espectral entre arcillas y vegetación frente a las arenas de la banda 7. Consta de los siguientes pasos:

4. Segmentación de la banda 7 empleando como valores mínimo y máximo de reflectividad 0.33-0.64. Estos valores se corresponden con los valores de reflectividad media de las arenas calculadas para la totalidad de la serie. El mínimo de población de píxeles usado para pertenecer a un segmento es de 10 (dada la reducida superficie de alguna de las cubiertas objeto de estudio) y el número de píxeles a considerar para la conectividad de los segmentos es 8.
5. Aplicación de la máscara del área de estudio.
6. Vectorización de las superficies resultantes.
7. Cuantificación de la superficie de arenas para cada fecha analizadas y para cada una de las cubiertas objeto de seguimiento.

Para esta tarea se emplearon igualmente las imágenes de satélite y las 2 ortofotografías aérea digitales de Andalucía editadas por la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía en los años 1998 y 2002.

Localidades (Conos de deyección)

Los conos de deyección seguidos son, de mayor a menor importancia de aportes:

- Cono del Arroyo del Partido y Caño Marín,
- Cono del Arroyo de la Laguna de los Reyes y,
- Conos formados en la desembocadura de Soto Grande y Soto Chico y el canal de los Mimbrales.

Calendario

Deben escogerse escenas de fechas en época seca (baja inundación) con objeto de optimizar la discriminación de las superficies de deposición de arenas y valorar así los aportes recibidos y sedimentados en torno a la desembocadura a lo largo de cada ciclo hidrológico.

Para descartar la confusión espectral con zonas urbanas y otras cubiertas presentes en el área de estudio, se ha establecido una máscara de trabajo que no solo recoge las superficies de sedimentación, si no también la cuenca con mayor incidencia de estos fenómenos y excluye el puente de la Canariega, el Rocío y Matasgordas (Figura 3).

El periodo de análisis mínimo es quinquenal.



Figura 3: Límites establecidos para el análisis de la dinámica de sedimentación en la marisma del PND.

Material

Los métodos aplicados emplean como fuente de datos las imágenes de reflectividad corregistradas y normalizadas obtenidas aplicando los protocolos

auxiliares para el tratamiento de la serie temporal de imágenes de Landsat TM y ETM+, para adquisición de datos de campo como verdad-terreno.

Con respecto al software de tratamiento de las imágenes, para la aplicación de los protocolos aquí expuestos, se requieren licencias de MiraMon, ENVI y ArcGis.

Personal

El personal dedicado deberá poseer conocimientos de teledetección y fotointerpretación y digitalización en pantalla.

Resultados

Se seleccionaron 4 escenas de verano captadas en los meses de agosto y setiembre de los años 1984, 1996, 1999 y 2002, recogiendo diferentes periodos de tiempo para una primera aplicación del protocolo (Tabla 6).

Tabla 6: Fechas escogidas para el análisis de los cambios en la dinámica de sedimentación en la marisma del PND.

Fechas	Periodo (años)
25/08/1984	
27/09/1996	12.10
27/08/1999	2.92
19/08/2002	2.98

La tabla de resultados muestra la superficie absoluta en hectáreas de los aportes sedimentarios para cada una de las fechas analizadas (columnas) en las localidades de estudio (filas).

Como interpretación general se aprecia un incremento espectacular de la extensión cubierta por el cono del Arroyo del Partido en los últimos 10 años a una tasa media anual entre 1984 y 1999 de 31 ha/año. Esta tasa es ligeramente superior a la calculada por Sendra Arce (2002) para el periodo 1982-1998 de 23 ha/año. Puede apreciarse así mismo una aparición de fenómenos de sedimentación en torno a las cuencas de Soto Grande y Soto Chico a partir del año 1999, de la misma manera que ocurre en el canal de los Mimbrales.

Referencias bibliográficas

Sendra Arce, P.J. 2002. Investigación cuantitativa del transporte de sedimentos no cohesivos en avenidas torrenciales : Aplicación al caso del Arroyo del Partido. Huelva. Escuela Técnica Superior de Ingenieros de Montes, Madrid. Pp. 400.

White, K. y El Asmar, H.M. 1999. Monitoring changing position of coastlines using Thematic Mapper imagery, an example from the Nile Delta. *Geomorphology* 29 1999 93–105.

C.1. Cubiertas vegetación terrestre.

Asesores Científicos: José Carlos Muñoz Reinoso (Dto. de Ecología, Universidad de Sevilla), Dolores Cobo (PND), Pedro Jordano (EBD-CSIC) y Patricia Rodríguez (Dto. de Engenharia Florestal, Instituto Superior de Agronomía de Lisboa).

Introducción

En el litoral del PND se ubican las formaciones de Enebro costero (*Juniperus communis ssp. macrocarpa*) especie arbustiva en peligro de extinción que se localiza en dunas y acantilados del litoral de las provincias de Huelva y Cádiz, y las de la sabina mora (*Juniperus phoenicia ssp turbinata*) asentadas sobre las dunas estabilizadas. Ambas formaciones representan la última etapa sucesional de las dunas y acantilados Mediterráneos con influencia marítima. Estas comunidades poseen un alto valor ecológico dada su capacidad de inmovilizar las arenas y la flora y fauna asociada a ellas. Además, presentan una elevada vulnerabilidad debido a su posición ecológica extrema (Gehu 1993), frente a los efectos del viento, la sequía, el spray salino, la erosión y el pH. A estos factores naturales debe sumársele la presión antrópica representada por la deforestación, la puesta en cultivo, las repoblaciones con pino piñonero y la urbanización (Granados y Ojeda 1994).

Los cambios en estas comunidades resultan de especial importancia dado el papel que desempeñan en el mantenimiento y cobijo de las diferentes especies animales presentes en el parque. Además, en el caso del Enebro costero, se ha constatado un proceso de desplazamiento por competencia directa con la uña de gato, una especie foránea (*Carpobrotus edulis*) que ha invadido algunos sistemas dunares a lo largo de la costa atlántica además de con el Pino piñonero (*Pinus pinea*) que se expande desde las áreas repobladas y compite con estas especies de etapas maduras (Muñoz Reinoso, 1997).

Los sabinares presentan un mejor estado de conservación si bien en algunas localidades aparecen en el sotobosque de pinares como en el caso de Marismillas. Estas formaciones aparecen en el PND en poblaciones con

distintas densidades de individuos. Ambos aspectos ponen de manifiesto la interacción entre las especies objeto de este seguimiento y su dinámica inherente por lo que deben tenerse en consideración en la metodología de trabajo planteada.

Los bosques húmedos constituyen importantes elementos del paisaje, presentando complejas y diversas interfases laterales y verticales entre sistemas acuáticos y terrestres. Estos bosques han sido sistemáticamente destruidos, contaminados, fragmentados y drenados, hasta el punto que solo quedan unos pocos en estado casi natural. Se sabe poco del funcionamiento ecológico de estos ecosistemas, ya sea en Europa o en la Península Ibérica. En el caso concreto de Doñana, las comunidades riparias establecidas en la zona de protección de La Rocina, y en los sotos, Soto Grande y Soto Chico dentro del PND, representan ejemplos claros de ecosistemas ribereños en diferentes estados de conservación. El seguimiento de estas comunidades intenta llenar este vacío y establecer directrices ecológicamente importantes para su conservación y manejo, así como valorar las medidas de restauración efectuadas sobre ellas.

Objetivos

- Cartografiar cada 5 años las formaciones de pinar y de sabinar/enebral a escala 1:100000.
- Valorar los cambios producidos en las superficies ocupadas en cada cartografía por las cubiertas objeto de seguimiento. De esta forma podrá valorarse la dinámica de estas formaciones vegetales y las posibles transiciones entre ambas.
- Evaluación a largo plazo de la dinámica particularizada de las formaciones de sabinas y de enebros costeros mediante seguimiento de variables estructurales.

C.1.1. Protocolo para el seguimiento de la dinámica de las formaciones de pinar, sabinar, enebro costero, matorral y vegetación de ribera.

El presente protocolo constituye básicamente una cartografía de las cubiertas de vegetación representativas y de interés en el PND. El procedimiento utiliza imágenes de la serie temporal disponible y áreas de entrenamiento representativas de cada tipo de cubierta de acuerdo al protocolo auxiliar para adquisición de datos de campo como verdad-terreno.

Se aplicó sobre las escenas una clasificación supervisada (con la ayuda de áreas de entrenamiento establecidas sobre el terreno o bien sobre foto aérea) de las superficies suficientemente densas dominadas por las especies objeto de este seguimiento.

A continuación se detalla el procedimiento seguido para generar la cartografía de las cubiertas objetivo del protocolo:

1. Generación de una máscara de arenas estabilizadas, costa y dunas activas dentro del PND (Figura 4). Esta máscara está extraída de los límites de estas unidades con la de marisma del Mapa Ecológico de Doñana (Bravo et al., 1998) e incluye la zona de protección del Arroyo de la Rocina.
2. Selección de las áreas de entrenamiento para cada fecha. La localización de las áreas de entrenamiento (verdad-terreno) y que corresponden también a parcelas de muestreo estructural aparecen en la Figura 5.
3. Aplicación de una clasificación supervisada con el criterio estadístico de la distancia de Mahalanobis (Richards, 1999). No se aplican umbrales para asignar las clases temáticas y se generan además de la imagen clasificada, las normas de asignación que se corresponden con imágenes de probabilidad de cada una de las clases.
4. Aplicación de un filtro de moda (ventana de 3x3 píxeles) sobre la imagen clasificada para eliminar píxeles aislados.

Localidades (parcelas verdad-terreno y parámetros estructurales).

Con objeto de valorar la estructura de las diferentes cubiertas se establecieron parcelas permanentes en donde estas especies presentan un recubrimiento importante. Estas parcelas sirven también como verdad-terreno de acuerdo a los protocolos auxiliares de paisaje.

Así, en el caso de las formaciones de sabinar/enebral y pinar se establecieron 11 parcelas de muestreo de 10 x 10 m² en el pinar de Marismillas. En los sabinares del Ojillo, del Marqués y en zona de colonización, se establecieron parcelas a mesoescala de 1 ha en las que se identificó y georreferenció cada individuo de sabina. En su interior se localizaron al azar 3 parcelas de 10 x 10 m² similares a las de Marismillas para cuantificar los parámetros forestales correspondientes.

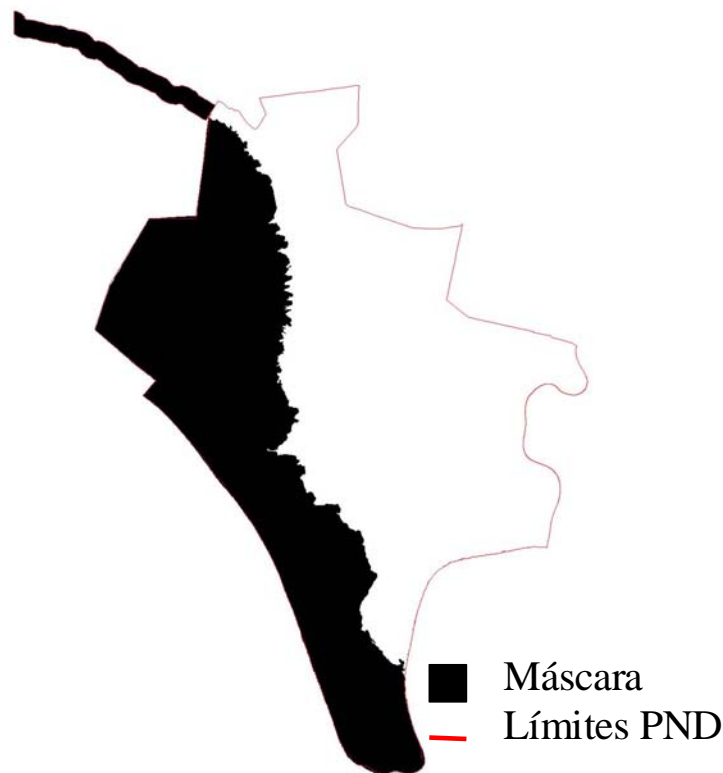


Figura 4: Máscara empleada en el protocolo para el seguimiento de formaciones de pinar, sabinar, enebro, matorral y vegetación de ribera. Nótese la inclusión de la zona de protección del Arroyo de la Rocina.

En la superficie cubierta por la vegetación de ribera presente en el Arroyo de La Rocina se ubicaron 10 parcelas circulares de 15 m de diámetro en las que se

llevaron a cabo muestreos fisico-químicos, caracterización de composición de especies, densidad de individuos y vástagos, etc., ya que constituyen la base experimental del proyecto Nº: 19/2004. Sin embargo, la variable que se incluye en el seguimiento es el recubrimiento y la densidad relativa de los árboles y arbustos.

Por último, con respecto al matorral también se han establecido unas parcelas permanentes de 15 x 15 m² en las que se muestrea la cobertura vegetal de las especies más abundantes en cada tipo de matorral y su abundancia relativa.

Estas parcelas se muestrean anualmente recogiendo las variables expuestas en la ficha de muestreo. No obstante, los datos obtenidos se reflejarán en periodos quinquenales dada la dinámica temporal de estas cubiertas. La Figura 5 muestra la localización de todas estas parcelas disponibles también en el Servidor de Cartografía Digital de Seguimiento (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento/>).



Figura 5: Localización de las parcelas de pinar/sabinar/enebral en Marismillas, sabinar en las Naves, matorral y vegetación de ribera en el Arroyo de la Rocina.

Calendario (fechas de imágenes y muestreo de parcelas)

Selección de 2 escenas con un intervalo entre ellas de 5 años. Son preferibles las imágenes capturadas en primavera y verano, época de mayor actividad vegetativa.

Con respecto a los muestreos de parcelas se efectúan cada 5 años, con revisiones anuales en caso de eventos extremos.

Material

Los métodos aplicados emplean como fuente de datos las imágenes de reflectividad corregistradas y normalizadas obtenidas aplicando los protocolos

auxiliares para el tratamiento de la serie temporal de imágenes de Landsat TM y ETM+, para adquisición de datos de campo como verdad-terreno.

Para el muestreo de campo se requieren 2 cintas métricas de 15 y 25 m, clinómetro, estacas, maza, GPS y 30 m de cuerda.

Con respecto al software de tratamiento de las imágenes, para la aplicación de los protocolos aquí expuestos, se requieren licencias de MiraMon, ENVI y ArcGis.

Personal

El personal dedicado deberá poseer conocimientos de teledetección y fotointerpretación y digitalización en pantalla. Para la toma de datos sobre estructura de las cubiertas es imprescindible el reconocimiento y diferenciación *de visu* de plántulas de Pino piñonero, sabina albar y enebro marítimo.

Resultados

Así para la validación del protocolo se escogieron imágenes del 26 de abril de 2004 y del 27 de agosto de 1999. El periodo entre ambas es de 4 años y medio.

La tabla de superficies muestra la superficie ocupada por cada una de las cubiertas vegetales objeto de seguimiento (en filas) para las 2 fechas de análisis en columnas (1999 y 2004). Se anexa una columna con el porcentaje de cambio ocurrido para cada tipo de vegetación en ese periodo. La tabla de parámetros estructurales muestra los datos referentes a la estructura forestal de las cubiertas de sabinar, pinar y enebreal para el año 2005. Así, en las filas aparecen las variables estructurales (densidad por ha, altura media, DBH, etc.) y en columnas las distintas parcelas. Por último, la tabla de vegetación de ribera muestra para cada parcela de La Rocina (en columnas) los porcentajes de recubrimiento de las principales especies de ribera (en filas). Los mapas resultantes de la clasificación están disponibles para las 2 fechas analizadas en el Servidor de Cartografía Digital de Doñana

(<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>). La Figura 6 muestra la imagen de clasificación de cubiertas vegetales obtenida para el año 2004 con la leyenda.

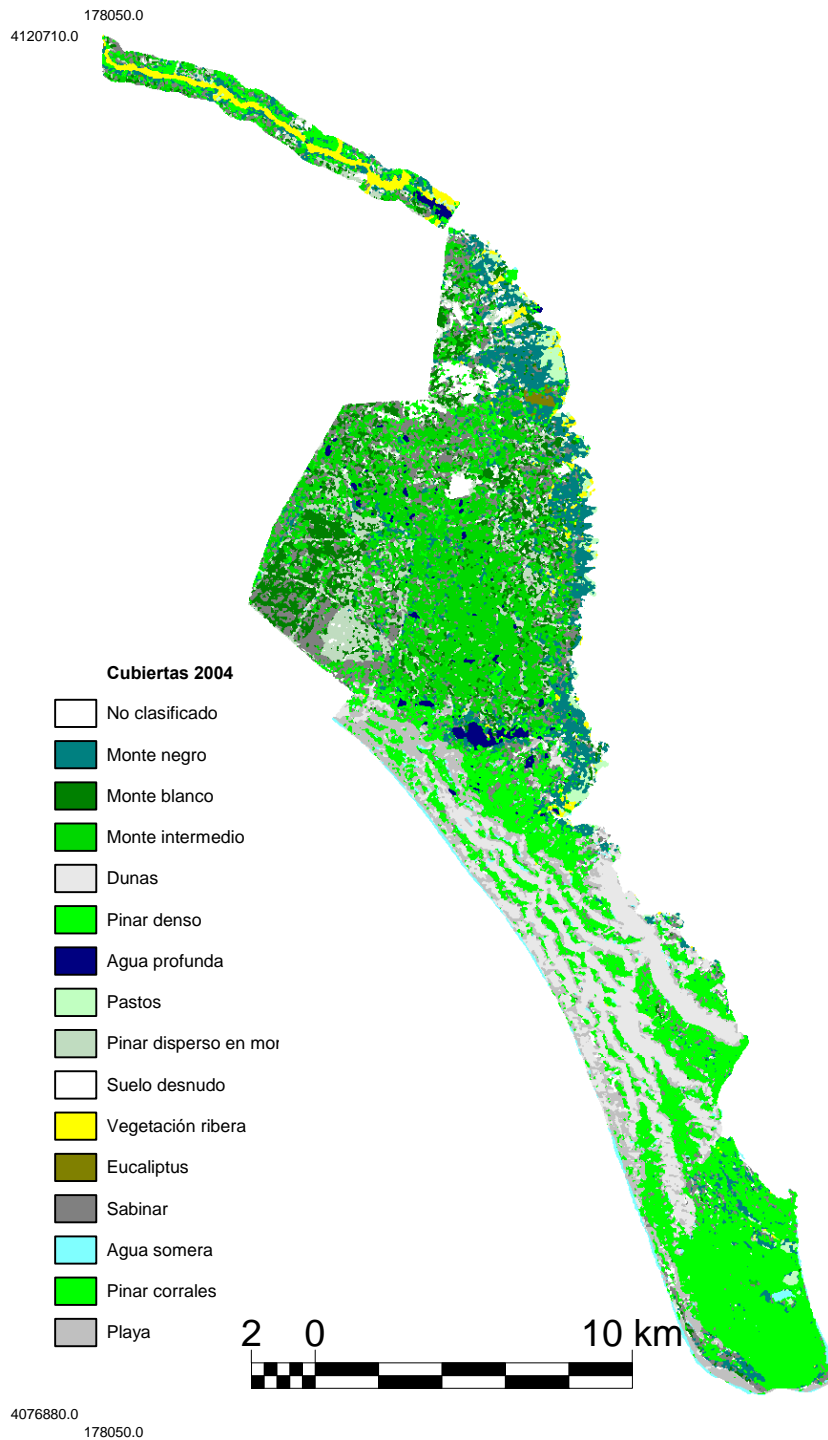


Figura 6: Cartografía de las cubiertas de vegetación terrestre en el año 2004.

Referencias bibliográficas

- Bravo, M.A., F. Borja, C. Montes y F. Díaz del Olmo, 1998. "Mapa ecológico de Doñana" en Reconocimiento Biofísico de Espacios Naturales Protegidos. Doñana: una aproximación ecosistémica, Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía. Sevilla. 1998.
- Gehu, J.M., 1993. The coastal woodlands of Europe. In: Tekke, R., Salman, A. (Eds.), Coastal Dune Woodlands along the Atlantic and North Sea Shores. EUCC Internal Report Series 4, Leiden, pp. 6–16.
- Granados, M., Ojeda, J.F., 1994. Intervenciones públicas en el Litoral Atlántico Andaluz. Efectos territoriales. Agencia de Medio Ambiente, Junta de Andalucía, Sevilla.
- Muñoz Reinoso, J.C. 1997. Cambios en la vegetación de la Reserva Biológica de Doñana desde la creación del Parque Nacional. *In* Actas de las V Jornadas de la Asociación Española de Ecología Terrestre. Ed. Area de Ecología. Universidad de Córdoba. Pp. 79.
- Richards, J.A. 1999. Remote Sensing Digital Image Analysis, Springer-Verlag, Berlin, p. 240.

C.2. Seguimiento de la comunidad del Alcornocal de la Vera (el caso de la Pajarera de la Fuente del Duque).

Asesores Científicos: Ramón Soriguer (EBD-CSIC) y Teodoro Marañón (IRNA-CSIC).

Introducción

Se ha constatado en el alcornocal de la vera o zona de contacto entre marisma y arenas estabilizadas, un incremento de la mortalidad de los individuos adultos que no ha sido asignada a ningún factor concreto (Vázquez et al. 1996). La funcionalidad de soporte para nidificación de aves desempeñada por estos individuos les confiere un valor añadido con respecto a su interés de conservación. Entre los factores determinantes del estado actual del alcornocal pueden citarse: su baja tasa de reclutamiento, la alta presión de predación a la que están sometidas las bellotas así como de pastoreo las plántulas (Herrera, 1995) impide que tenga lugar la regeneración natural de estas poblaciones y los efectos de los fitófagos, tanto los defoliadores como los consumidores de bellotas, a parte del carácter vecero del alcornoque (Aparicio 1992).

La aproximación metodológica al seguimiento del alcornoque tiene una componente espacial importante, por lo que requiere un esfuerzo de muestreo sobre el terreno dada su delicada situación, notablemente en el caso de la Pajarera.

El seguimiento a escala detallada de la dinámica poblacional del alcornoque en la Pajarera de la Fuente del Duque pretende determinar las causas y tasas de mortalidad y reclutamiento en este contexto para proponer medidas de gestión que permitan facilitar la regeneración de estas formaciones tan representativas del ecotono marisma-arenas.

Objetivos

- Localizar geográficamente e identificar la mayor parte de individuos adultos, rodales y reclutas de alcornoque en la vera y generar la base de datos espacial.
- Conocer detalladamente la dinámica poblacional (mortalidad y reclutamiento) de los alcornocales ocupados por especies de aves en la Pajarera de la Fuente del Duque.

C.2.1. Protocolo para el seguimiento del Alcornocal de la Pajarera

Para cada uno de los alcornocales adultos se llevan a cabo censos anuales de mortalidad y de estado foliar de todos los individuos adultos de alcornoque en la Pajarera, usando para ello el índice de defoliación (Figura 7) en periodo de acceso a la Pajarera (septiembre-diciembre). Esta información se complementa con el número de nidos ocupados observados en el Protocolo de Nidificación en la Pajarera. Por último se explora el área de seguimiento para la búsqueda de reclutas.

Por otro lado se confirma con carácter retrospectivo la mortalidad sufrida a partir del banco de fotos aéreas mediante superposición de las localizaciones de los individuos y digitalización de los ocupados por nidos. Además se emplean los valores de NDVI de las imágenes de la serie temporal de Landsat para establecer las tendencias en el vigor vegetativo, correlacionado con el índice foliar.

La valoración de la producción de bellota se efectúa mediante conteos de cúpulas dado que el 99.9% de las bellotas desaparecen en pocas horas bajo la copa del alcornoque por la predación sufrida.

Por último, se valora la intensidad de predación de bellota en base a la observación de herbívoros, anotando la especie, el número de individuos observado y el alcornoque más próximo a los animales.







Categoría	Descripción	Aspecto
0	Árbol completamente seco. Muerto.	
1	Árbol prácticamente seco pero con algunas hojas verdes aún, formando pequeños racimos alrededor de la punta de ramas secas.	
2	Por debajo del 50% de cobertura foliar. Hojas escasas pero aún formando copa.	
3	50% de cobertura foliar. Igual superficie de cobertura foliar que de espacios vacíos.	
4	Más del 50% de cobertura foliar. Puede ser un 5 con banderas o puntas secas.	
5	En excelente estado de cobertura foliar (muy denso o 100 %). No presenta banderas, hojas quemadas, ramas secas, ni enfermedades aparentes.	

Figura 7: Esquema gráfico de los diferentes niveles del índice foliar para alcornoque.

Localidades (ubicación de individuos)

La Figura 8 muestra los alcornoques adultos y jóvenes de la pajarera georreferenciados con sus identificadores (disponible en <http://mercurio.ebd.csic.es/seguinto/>).

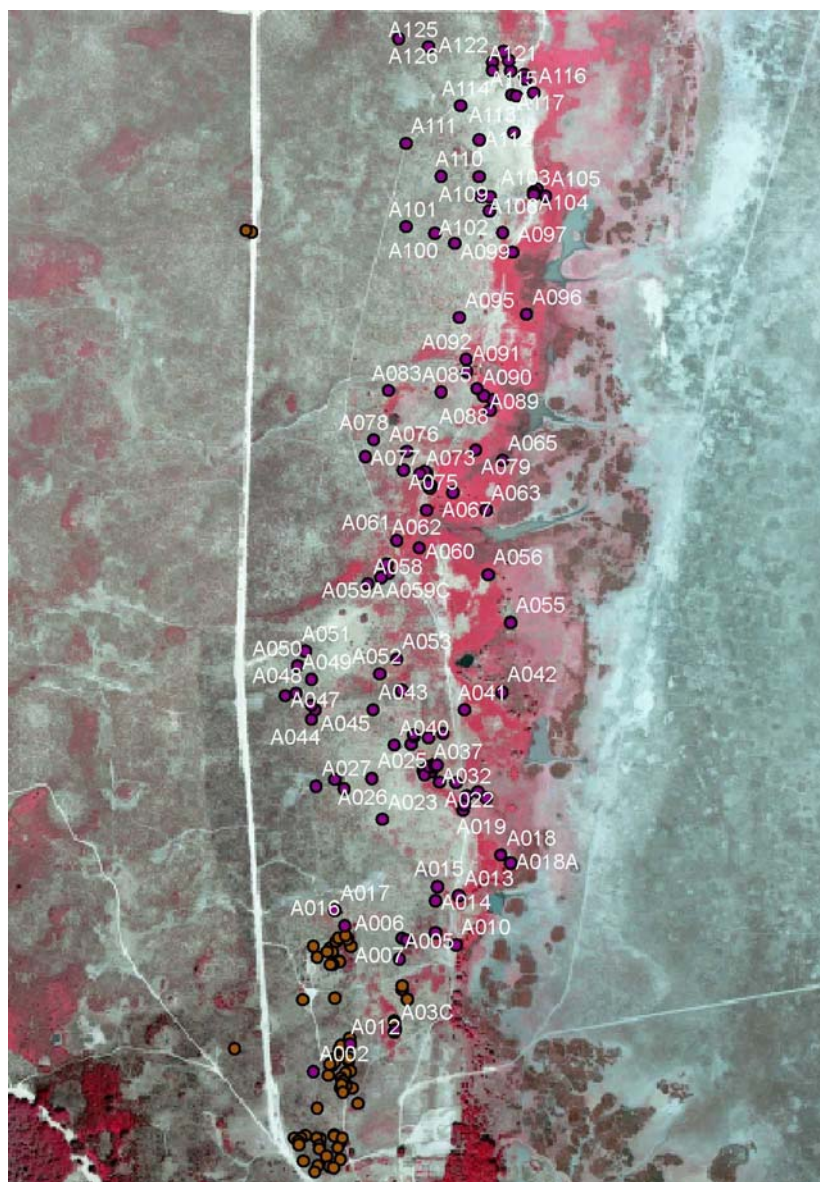


Figura 8: Localización e identificación de todos los alcornoques adultos en la pajarrera (puntos rosas) y de los jóvenes reclutados o repoblados (puntos marrones). Fondo: Ortofoto Infrarrojo color de mayo de 2005.

Calendario

La revisión de los datos sobre mortalidad, reclutamiento, nidificación y estado foliar de los alcornoques de la pajarrera se efectúa anualmente durante el periodo de acceso permitido entre septiembre y diciembre. La información sobre producción de bellota y predación se recopila semanalmente desde el comienzo de la fructificación hasta el final (variable entre años e individuos por vecería).

Material

Se requiere de aro metálico para conteo de cúpulas/bellotas de 1 m de diámetro, clinómetro, GPS, mapa con la ubicación de los alcornoques y prismáticos.

Las imágenes utilizadas se corresponden con la serie temporal de imágenes de Landsat TM y ETM+ debidamente corregistradas y normalizadas de acuerdo a los protocolos auxiliares.

Con respecto al software de tratamiento de las imágenes, para la aplicación de los protocolos aquí expuestos, se requieren licencias de MiraMon, ENVI y ArcGis.

Personal

El personal dedicado deberá poseer conocimientos de teledetección y fotointerpretación y digitalización en pantalla para las labores de georreferenciación y seguimiento de mortalidad por foto aérea y de estado vegetativo con imágenes de satélite.

Además, deberá saber manejar GPS y discriminar plántulas de alcornoque.

Resultados

La tabla principal muestra la información estructural para cada alcornoque de la pajarera (en filas), el diámetro de tronco (DBH), la altura total, la altura de copa, el número de nidos en la copa, el estado foliar y la producción de bellota (en columnas) durante el año 2005. La tabla secundaria sobre la intensidad de predación muestra las observaciones de herbívoros (en columnas) para cada alcornoque (en filas) a lo largo de todo un ciclo de producción de bellota. Las cartografías interpoladas espacialmente de nidificación, producción de bellota y estado foliar pueden visualizarse en <http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento/>.

Referencias bibliográficas

- Aparicio, J.B. 1992. La montanera y el cerdo ibérico. Simposium de cerdo ibérico. MAPA. Zafra.
- Herrera, J. 1995. Acorn predation and seedling production in a low-density population of cork-oak (*Quercus suber* L.). *Forest Ecology and Management*, 76(1):197-201.
- Vázquez, F.M., Suárez, M.A. y Torres, E. 1997. Limitaciones a la regeneración natural de los alcornoques en el Parque Nacional de Doñana (Huelva). In F. Puertas Tricas y M. Rivas (eds.), *Actas del I Congreso Forestal Hispano-Luso y II Congreso Forestal Español IRATÍ-97*, 4: 547-552. Gráficas Pamplona. Pamplona.

C.3. Seguimiento de la vegetación de marisma.

Asesores científicos: Ramón Soriguer (EBD-CSIC) y Enrique Figueroa (Dto. Biología Vegetal, US).

Introducción

El presente seguimiento persigue valorar los cambios en las cubiertas de vegetación más representativas y asociadas a la marisma del PND.

La marisma es el mayor ecosistema en extensión de Doñana. Es una zona húmeda de extraordinaria importancia como lugar de paso, cría e invernada para las aves europeas y africanas. Antaño su dinámica dependía del río Guadalquivir, de varios de sus afluentes y de las mareas, pero hoy sólo se inunda gracias a algunos arroyos y a las aguas de lluvia, con lo que presenta un régimen estacional muy marcado permaneciendo encharcada desde mediados del otoño hasta finales de primavera o comienzos del verano.

Ante los cambios derivados de las intervenciones humanas hasta el momento efectuadas (ver detalles en Casas y Urdiales 1995), las previstas por el Doñana 2005 (Saura et al. 2001) y las posibles derivadas del cambio global debe efectuarse una cartografía periódica que permita el seguimiento de las formaciones dominantes y características de la vegetación de marisma, en concreto: Marisma baja dominada por la castañuela (*Scirpus maritimus*) y el bayunco (*Scirpus littoralis*); Lucios con abundante flora acuática; Caños, cubiertos mayoritariamente por eneas (*Typha latifolia*) y carrizos (*Phragmites australis*); Marisma alta, ocupada por almajares de almajo salado (*Artocnemum macrostachyum*) y almajo dulce (*Suaeda vera*); Vetas y Vetones cubiertos por pastizales de gramíneas y cardos; Paciles, cubiertos por mezcla de plantas halófilas. La estacionalidad y duración del régimen de inundación determinado por las fluctuaciones climáticas y las actuaciones humanas han tenido un efecto en las comunidades vegetales ligadas a la marisma que sostienen de forma compleja una comunidad animal diversa. Es de prever por tanto que las actuaciones del Doñana 2005, tales como la creación de lucios,

reapertura de caños, eliminación de diques, entre otras, influyan en el régimen hidrológico.

El hecho de constituir cubiertas vegetales asociadas a la presencia de agua requiere de un protocolo específico dado que las técnicas de discriminación de estos tipos de vegetación difieren por este hecho de las de clasificación de vegetación terrestre.

La existencia de cartografías específicas de vegetación de marisma prevalecerá a la hora de ser utilizadas como fuentes de información para valorar los cambios en la superficie ocupada por cada clase de vegetación.

Objetivos

- Cartografiar cada aproximadamente 5 años las formaciones de vegetación de marisma más abundante a escala 1:100000.
- Valorar los cambios producidos en las superficies ocupadas en cada cartografía por los distintos tipos de vegetación asociada a la marisma. De esta forma podrá valorarse la dinámica de estas formaciones y las posibles transiciones entre ellas.

C.3.1. Protocolo para el seguimiento de la vegetación de marisma.

El protocolo emplea prioritariamente las cartografías de vegetación de marisma existentes, tales como el Mapa Ecológico de Doñana (Bravo et al. 1998) y el Mapa de Vegetación de Marisma elaborado por la Universidad de Sevilla como encargo de la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía (inédito). Las actualizaciones futuras tendrán prioridad sobre cartografías a partir de imágenes de satélite.

En el caso de no efectuarse una actualización de las cartografías oficiales, el procedimiento emplea las imágenes de la serie temporal Landsat y áreas de entrenamiento representativas de cada tipo de cubierta de acuerdo con los protocolos auxiliares. La metodología detallada en este caso consiste en:

1. Definición de clases de vegetación (leyenda) que debe ajustarse a las cubiertas vegetales más abundantes, i.e. bayunco, castañuela y almajo.
2. Selección de áreas de entrenamiento en base a la localización de superficies homogéneas cubiertas por las clases de vegetación anteriormente citadas.
3. Aplicación de una clasificación supervisada sobre varias imágenes de primavera de los años a comparar.

En el caso de utilizarse cartografías publicadas oficiales deberá efectuarse una simplificación de la leyenda y posterior agrupación espacial de las nuevas clases que puedan identificarse con las cubiertas vegetales más abundantes, i.e. bayunco, castañuela y almajo. De no existir en formato digital deberán escasearse a resolución acorde con la escala y digitalizarse en pantalla para posteriormente ser etiquetadas.

Una vez obtenidas las superficies cubiertas por cada una de las unidades de vegetación cartografiadas serán comparadas entre sí con objeto de valorar los cambios producidos en superficie ocupada para cada una de ellas mediante la elaboración de matrices de área de transición (Forman 2001). Estas matrices cruzan para cada par de comparaciones las superficies clasificada para cada tipo de cubierta en cada fecha analizada y proporcionan el porcentaje de cambio y permiten determinar a qué categoría fueron asignadas las superficies que cambiaron.

Localidades

El área de estudio se localiza en la marisma inundable del Parque Nacional de Doñana (Figura 9).

Calendario

La comparación de superficies ocupadas por los tipos de vegetación de marisma más abundantes se efectúa aproximadamente cada cinco años. En función de la disponibilidad de cartografías oficiales, esta frecuencia puede ser ligeramente menor o mayor.

Material

Los métodos aplicados emplean como fuente de datos las cartografías vectoriales oficiales disponibles y en el caso de no existir, las imágenes de reflectividad corregistradas y normalizadas obtenidas aplicando los protocolos auxiliares para el tratamiento de la serie temporal de imágenes de Landsat TM y ETM+.

Con respecto al software de tratamiento de las imágenes, análisis de matrices de transición y digitalización en pantalla se requieren licencias de MiraMon, ENVI y ArcGis.

Personal

El personal dedicado deberá poseer conocimientos de teledetección, fotointerpretación y digitalización en pantalla, así como de análisis SIG.

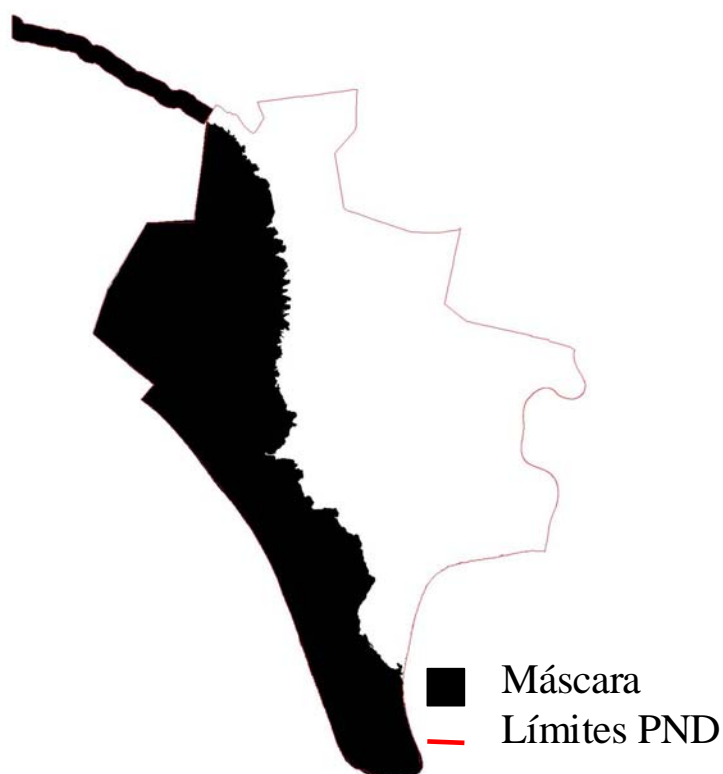


Figura 9: En blanco dentro de los límites del PND se muestra la zona inundable de marisma del PND objeto de seguimiento. En negro aparecen la máscara de las zonas no analizadas en este seguimiento.

Resultados

La primera comparación utilizó el Mapa Ecológico de Doñana (Bravo et al. 1998) y el Mapa de Vegetación de Marisma elaborado por el Dto. de Biología Vegetal de la Universidad de Sevilla, como encargo de la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía (inédito). El Mapa Ecológico de Doñana fue digitalizado y etiquetado previo escaneo a 5 m de tamaño de píxel y se encuentra disponible en el Servidor de Cartografía Digital de Doñana (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>). La Figura 10 muestra ambas cartografías con sus leyendas más groseras sin homogeneización. La tabla de vegetación de marisma obtenida a partir de la comparación de las cartografías muestra el porcentaje de superficie que pertenece a cada categoría de la leyenda del Mapa Ecológico (en filas) frente a las categorías del Mapa de Vegetación de Marisma (en columnas).

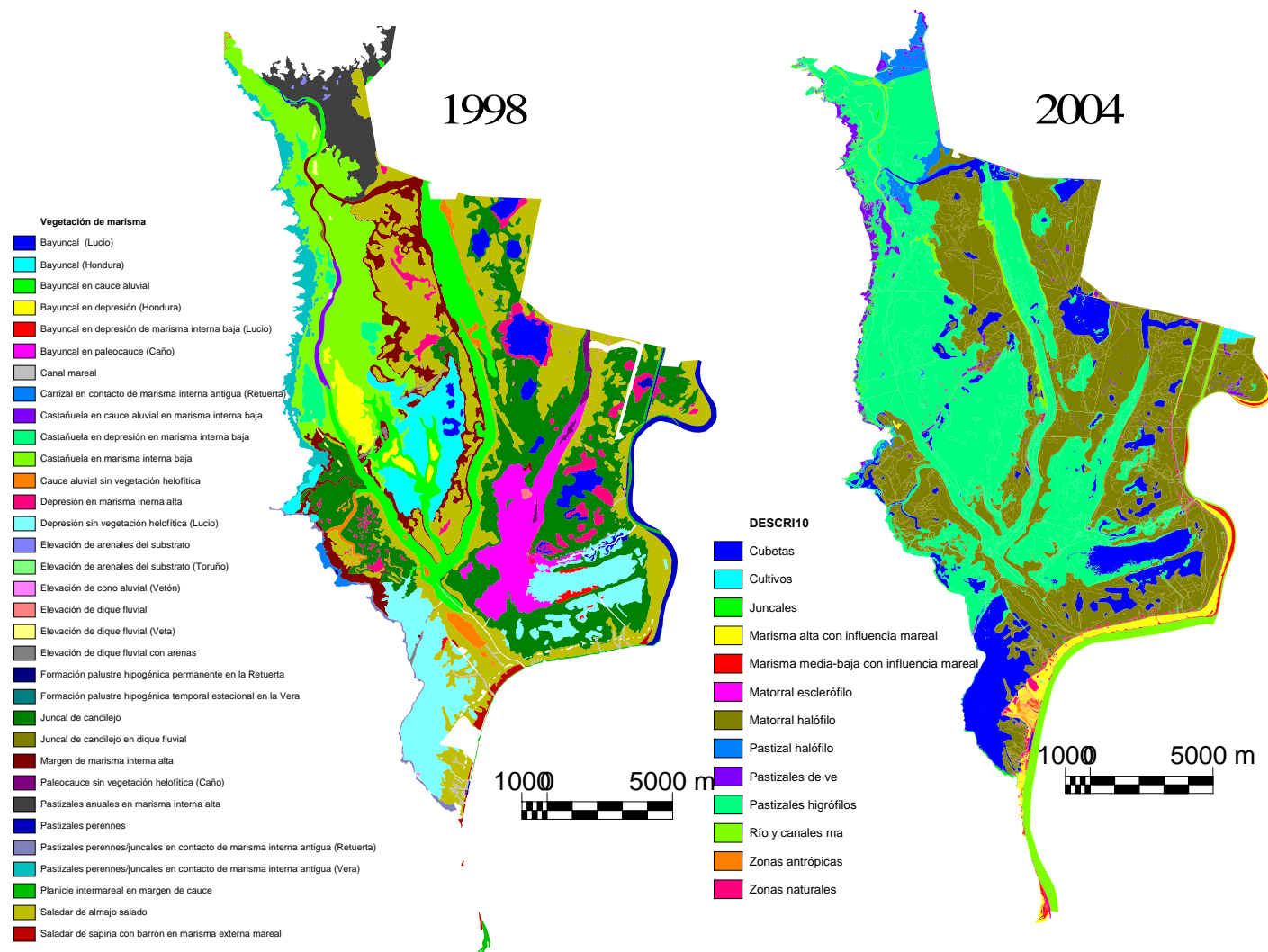


Figura 10: Cartografías de vegetación de marisma utilizadas en el presente seguimiento.

Referencias bibliográficas

- Bravo, M.A., F. Borja, C. Montes y F. Díaz del Olmo, 1998. "Mapa ecológico de Doñana" en Reconocimiento Biofísico de Espacios Naturales Protegidos. Doñana: una aproximación ecosistémica, Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía. Sevilla. 1998.
- Casas, J & Urdiales, C. (1995) Introducción a la Gestión Hidráulica de las Marismas del Parque Nacional de Doñana (S.O. de España). In "Bases ecológicas para la Restauración de Humedales en la Cuenca Mediterránea". Ed. por Carlos Montes y Geoff Oliver. Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía. Sevilla. Pp. 165-189.
- Forman, R.T.T. 2001. Land mosaic: the ecology of landscapes and regions. Cambridge University Press, New York. Pp. 632.
- Saura, J., Bayán, B., Casas, J., Ruiz de Larramendi, A. y Urdiales, C. 2001. Documento Marco para el desarrollo del proyecto Doñana 2005. Regeneración hídrica de las cuencas y cauces vertientes alas marismas de Doñana. Ministerio de medio Ambiente. Pp. 201.

C.4. Seguimiento de la productividad primaria de herbáceas en medios terrestres y acuáticos

Asesor científico: Ramón Soriguer. Estación Biológica de Doñana (CSIC).

Introducción

La vegetación de herbáceas anuales es la base trófica para numerosas especies de la fauna, tanto silvestre como doméstica. En este nivel trófico, el período de producción de biomasa vegetal es limitado y fluctuante de un año a otro en función de las condiciones climáticas. La producción primaria durante estos meses o semanas es capaz de superar el consumo de los herbívoros, lo que implica un exceso de producción y por lo tanto una acumulación de biomasa herbácea.

En los ambientes mediterráneos la estacionalidad climática determina que la producción durante los meses secos sea inferior a los requerimientos de los herbívoros, este déficit de la producción se debe satisfacer mediante la biomasa acumulada en los períodos hiperproductivos y, en última instancia, mediante el ramoneo del matorral (Rodríguez y Soriguer, 1999; Soriguer *et al.* 2003b).

Los primeros estudios sobre los pastizales de la Vera y la Marisma del Parque Nacional y el efecto que sobre los mismos ejercían los herbívoros se iniciaron en la década de los 80 (Soriguer, 1983; Lazo *et al.* 1991). Desde esas primeras fechas, el Parque Nacional ha promovido diversos estudios tendentes a evaluar la posible sobrecarga de grandes herbívoros. Para valorar la capacidad de carga del medio se mide la producción de biomasa por unidad de superficie, tanto en peso fresco como en peso seco. (Soriguer *et al.*, 2001; 2003a; 2003b).

Objetivos

Seguir la evolución temporal de la producción primaria del estrato herbáceo tanto en medios terrestres como marismes y evaluar el efecto de los herbívoros sobre la misma.

C.4. Protocolo para la determinación de la productividad primaria de herbáceas en medios terrestres y acuáticos

Parcelas de estudio

Cada parcela de estudio consta de un cercado de exclusión, de al menos 15x15 m, en el que se evita el paso de herbívoros y un área asociada alrededor del cercado, de acceso libre.

Se han seleccionado cercados de exclusión ya existentes, con un tamaño adecuado y en buen estado de conservación, eligiéndose tres parcelas de muestreo por cada hábitat representativo del PND:

- **Monte:** Soto Chico, Soto Grande, Naves.
- **Vera:** Soto Chico, Soto Grande, La Caquera.
- **Marisma baja:** Pozo Cornejo, Resolimán, Zorrabarba.
- **Marisma alta:** Choza de los pastores, Cancela Millán, Casa Matías.
- **Caño:** Travieso, Leo Biaggi, Lucio del Rey.

La red de puntos de muestreo se encuentra disponible en el Servidor de Cartografía Digital (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

Toma de muestras en el campo

Se toman 4 muestras en el interior del cercado de exclusión, a 1, 5, 9 y 13 metros de la valla, y otras 5 muestras en el exterior, estas últimas distribuidas a 10, 50, 100, 150 y 200 metros del vallado, siguiendo un itinerario que se mantendrá fijo a lo largo del tiempo.

El corte de la vegetación herbácea se realiza a ras de suelo, con una cizalla eléctrica de 10 cm de ancho y sobre una longitud de 1 m, obteniéndose una muestra de 0,1 m² por corte.

Transporte y conservación

Cada muestra se envasa en una bolsa de plástico, se cierra y se etiqueta con la fecha, código de parcela, zona de exclusión o libre y número de muestra.

En caso necesario, las muestras se conservan en frigorífico a 4 °C hasta su pesaje, que debe efectuarse en las siguientes 72 horas.

Tratamiento en laboratorio

Cada muestra se pesa con una balanza eléctrica de precisión (0,01 gr.), a continuación se trasvasa la muestra a una bolsa de papel de filtro, debidamente etiquetada, para su posterior secado y se pesa la bolsa de plástico. El peso fresco de cada muestra se obtiene una vez descontado el peso correspondiente a la bolsa de plástico.

Las muestras se introducen en una estufa de secado con ventilación forzada, a 80° C de temperatura, hasta que se obtenga un peso constante. El peso constante se alcanza generalmente en un plazo de 48 horas.

El posterior pesaje nos proporcionará el peso seco por muestra, una vez descontado el peso de la bolsa de papel.

Calendario y periodicidad

Los muestreos se efectúan anualmente, en la segunda quincena del mes de septiembre, coincidiendo con el momento de mínima disponibilidad de biomasa vegetal.

Material

- Vehículo todo terreno
- Cinta métrica plástica de 50 metros.
- Cizalla eléctrica.
- Cámara fotográfica digital.
- Bolsas de plástico.
- Papel de filtro.
- Nevera de campo.
- Frigorífico.
- Estufa de secado.
- Balanza eléctrica de precisión.

Personal

Un técnico medio con adiestramiento específico para este método.

Resultados

Se ha generado una tabla de datos en la que se recoge la localidad de muestreo (**Parcela**), el tipo de hábitat al que corresponde (**Hábitat**), el número de muestras (**n**), la media (**media**) y desviación típica (**sd**) del peso fresco y el peso seco por parcela de muestreo, tanto en el interior del cercado (**zona de exclusión**) como en el exterior (**zona libre**).

Referencias bibliográficas

- Lazo, A.; Fandos, P y Soriguer, R. C. 1991. **Inventario de la capacidad de carga de la Vera del Parque Natural de Doñana**. Memoria final, inédita. 101 pp.
- Rodríguez, A. y Soriguer, R. C. 1999. Evaluación del impacto de los grandes herbívoros y el ajuste de su capacidad pastante en el Parque Natural de Doñana. En: **Investigación y Desarrollo Medioambiental en Andalucía**. Pp. 54-60. Consejería de Medio Ambiente (Junta de Andalucía) y Consejo Superior de Investigaciones Científicas.
- Soriguer, R. C. 1983. Consideraciones sobre el efecto de los conejos y los grandes herbívoros en los pastizales de la Vera de Doñana. *Doñana Acta Vertebrata* 10: 155-168.
- Soriguer, R. C; Fandos, P; Andréu, A y López F. J. 2003. **Evaluación de la capacidad de carga de la marisma (II) en el Parque Natural de Doñana**. Memoria final, inédita. 142 pp.
- Soriguer, R. C; Fandos, P; Carro, F. y Andréu, A. 2003. **Evaluación de la capacidad de carga del monte en el Parque Natural de Doñana**. Memoria final, inédita. 176 pp.
- Soriguer, R. C; Rodríguez, A. y Domínguez, L. (editores) 2001. **Análisis de la incidencia de los grandes herbívoros en la Marisma y Vera del Parque Nacional de Doñana**. Organismo Autónomo de Parques Nacionales. Ministerio de Medio Ambiente. 231 pp.

D.1.1. Seguimiento de la nutria

Asesor científico: Miguel Delibes. Estación Biológica de Doñana (CSIC).

Introducción

La nutria (*Lutra lutra*) es un mustélido estrechamente vinculado a los ambientes acuáticos, de los que depende para su alimentación. En consecuencia, la nutria es un animal muy sensible a las modificaciones de estos medios, especialmente las alteraciones introducidas por el hombre: contaminación, destrucción de riberas o disminución de las poblaciones de peces y cangrejos. Por este motivo, la nutria es considerada un bioindicador del estado de salud de las cuencas hídricas (Ruiz-Olmo y Delibes, 1998).

Hasta la fecha se han realizado dos censos nacionales de nutria, siguiendo la metodología recomendada por la “Sección Europea del Grupo de Especialistas sobre la Nutria” de la UICN; este método se basa en la búsqueda de señales de nutria (excrementos y/o huellas) a lo largo de tramos determinados de ribera. Ambos censos coinciden en señalar a la especie como abundante en el arroyo de La Rocina y, aunque no detectan indicios, indican su presencia esporádica en la marisma (Delibes, 1990; Ruiz-Olmo y Delibes, 1998). En los diarios de campo del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales no son raras las anotaciones sobre avistamientos de nutrias en distintas lagunas de los cotos o en la vera. Igualmente ha sido detectada en algunas de las estaciones de cebos de olor colocadas en las distintas fincas del Parque Nacional (Redondo *et al*, 2001).

Objetivos

Seguir la evolución temporal de las densidades relativas de nutria (*Lutra lutra*) y determinar el efecto del proyecto Doñana 2005 sobre sus poblaciones.

D.1.1. Protocolo de muestreo de nutria

Procedimiento en el campo

El punto de inicio de cada tramo es fijo, coincidiendo con lugares en los que existen estructuras que sobresalen del cauce (puentes, vados, compuertas, troncos caídos). El observador dispone de un GPS en el que están recogidos los puntos de inicio de los tramos y que permite establecer la distancia recorrida.

En cada tramo de muestreo se recorren 200 metros de orilla y se anota:

Vegetación predominante de la orilla:

DES: sin vegetación

PAS: pastizal

JUN: juncales, espadañas, etc.

BRE: brezales y matorrales hidrófilos

GAL: bosque en galería.

ALM: almajar.

TAR: tarayal.

OTR: otro tipo de vegetación (se especificará en comentarios)

Profundidad media del agua:

0: seco

1: < 10 cm o charcas aisladas.

2: 10 – 20 cm.

3: 20 – 50 cm.

4: > 50cm.

Velocidad de la corriente:

0: estática

1: muy lenta

2: lenta

3: rápida

4: muy rápida

Índice relativo de abundancia de indicios:

- 0:** no se detecta la especie.
- 1:** 1 – 3 excrementos o rastros.
- 2:** 3 – 6 indicios.
- 3:** 7 – 10 indicios.
- 4:** > 10 indicios.

Localidades de muestreo

Se han establecido 11 tramos de prospección distribuidos por los principales arroyos y caños del Parque Nacional, así como algunos de los caños de la vera (ver Figura 11):

La Rocina, aguas arriba del vado de la Charca de Bernabé.

Caño Marín, aguas abajo del puente del Ajolí.

Arroyo del Partido, aguas abajo del vado de la Raya Real.

Caño de Cerrabarba, desde el punto de permeabilización en el muro de la FAO.

Caño de Guadiamar, desde el puente del muro de la FAO.

Caño de la Arenilla, desde su desembocadura en la marisma.

Arroyo de Soto Chico, aguas arriba del vado de la vía pecuaria.

Arroyo de Soto Grande, aguas arriba del vado de la vía pecuaria.

Caño de la Caquera, desde su desembocadura en la marisma.

Caño de Martinazo, desde su desembocadura en la marisma.

Caño del Peral, desde su desembocadura en la marisma.

La red de tramos de muestreo se encuentra disponible en el Servidor de Cartografía Digital (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).



Figura 11. Situación de los once tramos de muestreo de la nutria en el Parque Nacional de Doñana.

Calendario y periodicidad

La prospección se efectúa una vez al año, durante el período estival (agosto - septiembre).

Personal

Un técnico superior con adiestramiento en el reconocimiento de indicios de nutria.

Material

- Vehículo todo terreno
- GPS.
- Vadeadores.
- Guantes.

- Bolsas de cierre hermético para la recogida de excrementos.
- Cámara fotográfica digital.

Resultados

Se ha generado una tabla de datos en la que se recoge para cada estación de muestreo (**Localidad**) el nombre del cauce prospectado, la vegetación de la orilla y el índice relativo de abundancia de indicios en cada año de muestreo.

Referencias bibliográficas

Delibes, M. (ed) 1990. **La nutria (*Lutra lutra*) en España**. Serie Técnica. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.

Redondo, S.; Robles, F. y Pereira, P. 2001. Situación de las poblaciones de lince ibérico y otros carnívoros en el Parque Nacional de Doñana. En: **Parque Nacional de Doñana. Memoria anual de actividades y resultados, año 2001**. Anexo 14. Parque Nacional de Doñana, Organismo Autónomo de Parques Nacionales.

Ruiz-Olmo, J. y Delibes, M. (eds) 1998. **La nutria en España ante el horizonte del año 2000**. Sociedad Española para la Conservación y Estudio de los Mamíferos. Barcelona – Sevilla – Málaga.

D.1.2. Seguimiento de las poblaciones de pequeños mamíferos

Asesor científico: Jacinto Román. Estación Biológica de Doñana (CSIC).

Introducción

La comunidad de pequeños mamíferos (insectívoros y roedores) de la comarca de Doñana es pobre en número de especies y abundancia, como ocurre en toda la España mediterránea. Por otra parte, el importante papel ecológico que los micromamíferos juegan en los ecosistemas más septentrionales, como consumidores primarios y presas básicas, es desempeñado por el conejo en estos ambientes mediterráneos. Sin embargo, no se puede obviar el hecho de que los micromamíferos constituyen la base de la dieta de un buen número de predadores, especialmente ofidios, rapaces nocturnas y carnívoros de pequeño o mediano tamaño (Valverde, 1967).

Dentro de la comunidad de pequeños mamíferos merece consideración especial la rata de agua (*Arvicola sapidus*), especie de vida acuática a la que generalmente se considera ligada a cursos de agua lenta y nivel constante, o a lagunas y marismas con orillas susceptibles de ser escavadas (Moreno y Balbotín, 1998). A pesar de la abundancia y diversidad de medios acuáticos del PND, este animal es considerado raro en Doñana y está ausente de la marisma (Valverde, 1967; Fedriani *et al.*, 2002).

Objetivos

Seguir la evolución temporal de las densidades relativas de los pequeños mamíferos (roedores e insectívoros) en el PND.

Seguir la evolución temporal de la presencia de rata de agua en los distintos ecosistemas acuáticos del Parque Nacional y determinar la influencia de las distintas actuaciones del Proyecto Doñana 2005 sobre la misma.

D.1.2.1. Protocolo para el seguimiento de micromamíferos

El seguimiento de la comunidad de micromamíferos (roedores e insectívoros) se efectúa de forma indirecta, mediante el establecimiento de sus frecuencias de aparición en la dieta de la lechuza (*Tyto alba*).

Recogida de muestras

Se visitan las localidades de muestreo, recorriendo todos los posaderos de lechuza conocidos en el territorio. Se recogen únicamente las egagrópilas que están íntegras y conservan la capa exterior de pelo. Es necesario reunir unas 30 – 40 egagrópilas por cada punto de muestreo y año, a fin de asegurar un mínimo de 100 presas (vertebrados) por localidad.

Cada egagrópila se envuelve individualmente en papel de aluminio. Todas las egagrópilas del mismo punto de muestreo y fecha se depositan en una bolsa de cierre hermético, que es etiquetada con la fecha y el nombre del punto de muestreo.

Las muestras se guardan en un lugar seco hasta el momento de su procesamiento.

Procedimiento en el laboratorio

Cada egagrópila se procesa de forma individualizada, conforme a los siguientes pasos:

- 1.- Se desmenuza cuidadosamente y se recogen todos los restos animales visibles a simple vista (cráneos, mandíbulas, huesos largos de las extremidades, huesos de la cintura pélvica y escapular, plumas de pájaros, exoesqueletos de invertebrados,...).
- 2.- Se revisa el material restante con ayuda de una lupa de brazo articulado con luz, al objeto de encontrar los restos de menor tamaño y que tengan valor diagnóstico (mandíbulas de musarañas, pequeños fragmentos de cráneo, cabezas de insectos...).

3.- Se guardan todos los restos encontrados en una bolsita de cierre hermético que se identificará con el nombre del punto de muestreo, la fecha y el número asignado a la egagrópila, hasta el momento de su clasificación.

La identificación de los restos encontrados en cada egagrópila se efectúa con ayuda de una lupa binocular, claves apropiadas a cada grupo animal y colecciones de comparación. Los vertebrados se clasifican hasta llegar al nivel de especie, los invertebrados hasta nivel de orden o familia según el grupo.

A continuación se determina el número mínimo de ejemplares de cada especie o grupo taxonómico presentes en la egagrópila (ejemplo: 1 cráneo y 3 mandíbulas derechas de musarañita = 3 musarañitas). Los resultados se trasladan a una ficha en la que debe constar: Punto de muestreo, fecha de recogida de la muestra, código de la egagrópila, especies encontradas en la egagrópila y número mínimo de ejemplares de cada especie.

Localidades de muestreo

Se han seleccionado 10 puntos de muestreo distribuidos por los hábitats más representativos del Parque Nacional. En caso de que alguno de estos territorios de lechuza desaparezca o no se localicen egagrópilas en el mismo, será sustituido por otro territorio que reúna las mismas características en cuanto a hábitat (ver Tabla 7).

Tabla 7. Relación de las localidades de muestreo de la comunidad de micromamíferos.

Hábitat	Localidad principal	Localidad de sustitución
Dunas y playa	Torre Carbonero	Cuartel viejo de Matalascañas
	Torre San Jacinto	Faro Rojo
Marisma	Veta Carrizosa	Leo Biaggi
	Palacio de las Nuevas	
Vera	Casa de La Algaida	Casa de Hato Barrera
	Casa de Hato Villa	
Monte	Casa de La Mogeá	Centro de recuperación
	Casa del Control	
Alcornocal del Coto del Rey	Casa de la Cañada	Casa de la Pichiricha
	Casa del Raposo	

La red de puntos de muestreo se encuentra disponible en el Servidor de Cartografía Digital (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

Calendario y periodicidad

La recogida de egagrópilas se efectúa anualmente, preferentemente durante la primavera y el verano. Las visitas se repiten todas las veces que son necesarias hasta conseguir un mínimo de 30-40 egagrópilas/año por punto de muestreo.

Material

- Vehículo todo terreno.
- Escalera plegable.
- Lupa de brazo articulado con luz.
- Lupa binocular.
- Claves osteológicas.
- Bolsas de plástico.
- Mascarillas.
- Guantes de cirujano.
- Papel de aluminio.

Personal

Un técnico superior con formación especializada en la clasificación de restos óseos.

Resultados

Se ha generado una tabla de datos en la que se indica el tipo de hábitat (**Zona**), la localidad de muestreo (**Localidad**), las coordenadas UTM en el huso 30 de la localidad y para cada localidad de muestreo, el número de egagrópilas analizado, el número total de vertebrados hallados y el porcentaje de ese total que corresponde a cada una de las especies de micromamíferos.

D.1.2.2. Protocolo para el censo de rata de agua

El método se basa en la búsqueda de indicios indirectos (galerías y excrementos) de la presencia de rata de agua (*Arvicola sapidus*) en los distintos tipos de hábitats acuáticos del Parque Nacional de Doñana.

Procedimiento en el campo

En cada punto de muestreo se recorre la orilla durante 30 minutos, o hasta que se complete la laguna si el tiempo necesario es menor.

La prospección se realiza desde el interior del vaso, iniciando la búsqueda en lugares con vegetación que ofrezca algún tipo de protección (macollas de juncos, matorrales, zarzas).

En primer lugar se buscan sendas o galerías entre la vegetación, ya que éstas son las señales más conspicuas de la presencia de arvícolas. Las galerías normalmente están excavadas en los bordes de los taludes por encima del nivel de agua y en la entrada suele haber un montón de tierra procedente de la excavación, en el que pueden depositar excrementos. Las sendas las construyen entre la vegetación cortando las plantas en bisel y las mantienen activamente por lo que son muy evidentes; en las intersecciones de las galerías y en los puntos elevados es habitual encontrar letrinas comunales.

Una vez localizada una galería o senda, se inspecciona para buscar letrinas o excrementos aislados que confirmen la presencia de rata de agua.

En cada punto de muestreo se anota:

Localidad: nombre asignado al punto de muestreo.

Resultado:

POS: positivo (únicamente cuando se encuentran excrementos)

NEG: negativo

Tipo de masa de agua:

TEM: laguna o charca temporal.

ZAC: laguna o charca temporal con zacallón (abrevadero excavado en el vaso de la laguna).

LAG: laguna permanente.

ARR: arroyo.

CAÑ: caño .

VER: vera.

Lamina de agua:

0: seco.

1: agua sólo en el zacallón.

2: < 25%.

3: 25 – 50%.

4: > 50%.

Cobertura de vegetación en el vaso:

0: sin cobertura.

1: < 25%.

2: 25 – 50%.

3: > 50%.

Vegetación predominante de la orilla:

TAL: talud de tierra, sin vegetación.

PAS: pastizal.

JUN: juncales, espadañas, etc.

BRE: brezales y matorrales hidrófilos.

ZAR: zarzales.

GAL: bosque en galería.

OTR: otro tipo de vegetación (se especificará en observaciones)

Localidades de muestreo

Se han seleccionado 48 zonas de muestreo distribuidas por el Parque Nacional y el Acebuche, de forma que estén representados todos los hábitats potenciales de la rata de agua (*Arvicola sapidus*): lagunas, caños, arroyos y vera (ver Figura 12).

La red de puntos de muestreo se encuentra disponible en el Servidor de Cartografía Digital (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

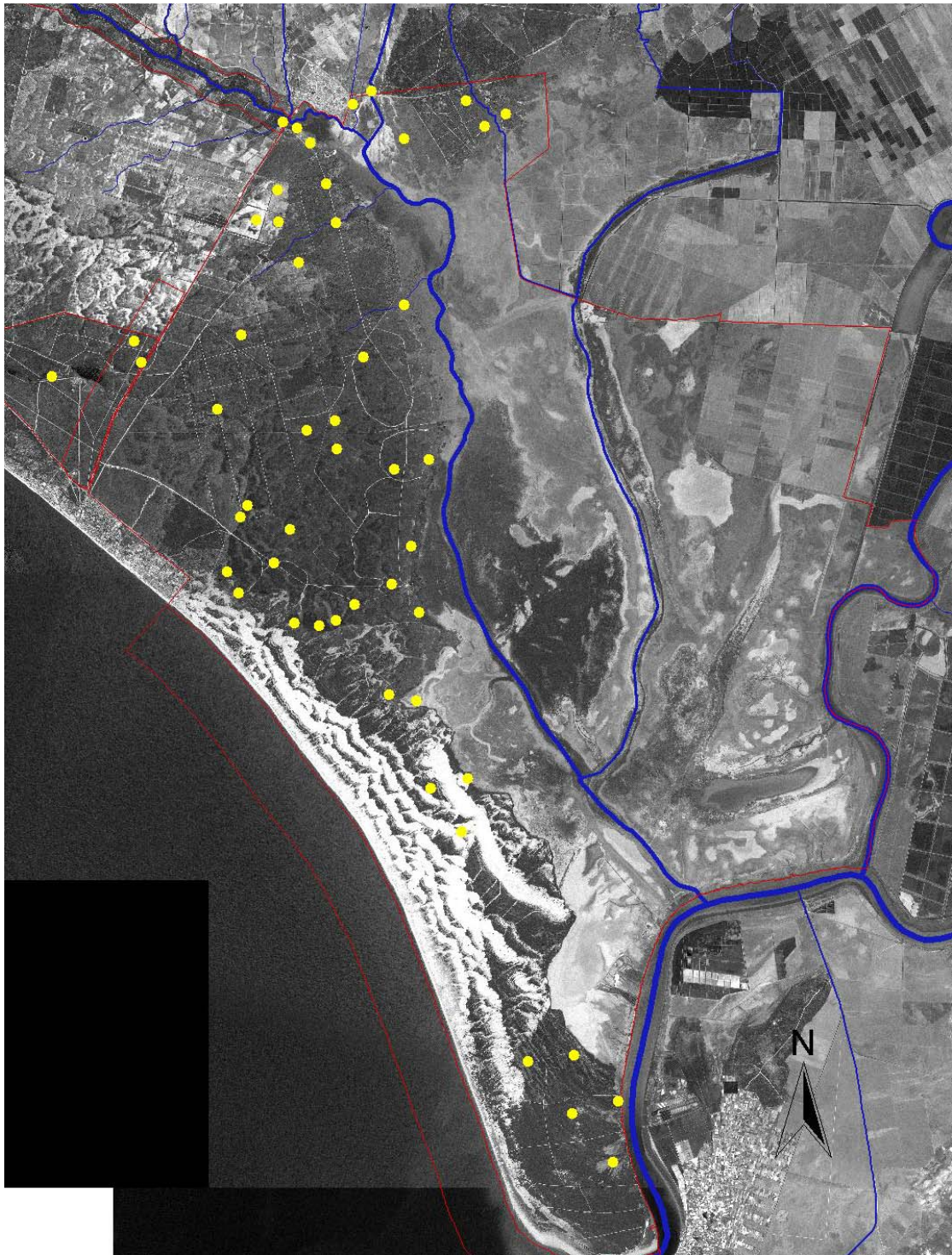


Figura 12. Localización de las estaciones de muestreo de rata de agua (*Arvicola sapidus*)

Calendario y periodicidad

La prospección se efectúa una vez al año, durante el período seco (agosto - septiembre).

Material

- GPS, con la localización de los puntos y su código de identificación.
- Vadeadores.
- Guantes de cuero.
- Gafas protectoras.
- Bolsas de cierre hermético para la recogida de excrementos.

Personal

Un técnico superior con entrenamiento específico en el reconocimiento de indicios de arvícola.

Resultados

Se ha generado una tabla de datos en la que se indica, para cada localidad de muestreo, el nombre de la localidad (**Localidad**), coordenadas UTM en el huso 30, el tipo de masa de agua, la vegetación de la orilla y el resultado del muestreo.

Referencias bibliográficas

Fedriani, J. M.; Delibes, M.; Ferreras, P. y Román, J. 2002. Local and landscape habitat determinants of water vole distribution in a patchy Mediterranean environment. *Ecoscience*, 9(1): 12-19.

Moreno, S. y Balbotín, J. 1998. Orden Roedores. *En*: Blanco, J. C. (ed). **Mamíferos de España**, pp. 166-273. Ed. Planeta. Barcelona.

Valverde, J. A. 1967. Estructura de una comunidad de vertebrados terrestres. *Monografías de la Estación Biológica de Doñana*, 1: 1-218.

D.1.3. Seguimiento de los ungulados silvestres

Asesores científicos: Ramón C. Soriguer y Francisco Braza. Estación Biológica de Doñana (CSIC).

Introducción

Las poblaciones de ungulados silvestres (jabalí, *Sus scrofa*, ciervo, *Cervus elaphus*, y gamo, *Dama dama*) juegan un importante papel en los ecosistemas de Doñana, ya constituyen uno de los principales transformadores de la materia vegetal en los medios terrestres (Valverde, 1967) y, en ausencia de grandes predadores, sus poblaciones pueden llegar a sobrepasar la capacidad de carga del medio y comprometer la regeneración de la vegetación (Fernández y Carranza, 1996; Soriguer *et al.*, 2001; 2003a; 2003b).

El seguimiento, propiamente dicho, de las poblaciones de cérvidos se inicia en el Parque Nacional el año 1986 y se ha mantenido con regularidad hasta la actualidad (Rodríguez Merino, 2001). En estos censos se recorre la vera del Parque en su totalidad, las lagunas de mayor entidad y la marisma, censándose por separado ciervos y gamos durante sus respectivos períodos de celo (septiembre - octubre). Los censos se efectúan en un único día para cada especie y se asigna un equipo de observadores por finca.

El gamo es una especie fuertemente ligada a los hábitats de la vera y la marisma (Braza y Álvarez, 1987). Teniendo en cuenta el carácter abierto de estos medios y su buena visibilidad, los censos efectuados por el personal del PND son suficientes para evaluar las fluctuaciones interanuales en las poblaciones de este ungulado.

El ciervo utiliza de forma preferencial los pastizales peri-marismesños (vera), pero también se distribuye por todos los tipos de hábitat del monte (Braza y Álvarez, 1987). De esta forma, mientras los censos tradicionales del PND permiten evaluar la población de este cérvido presente en la marisma y su entorno, hay una fracción importante de la población que escapa a estos censos. El seguimiento de las poblaciones de cualquier especie en medios en

los que la detectabilidad disminuye significativamente con la distancia, como ocurre en el monte, se suele basar en la realización de itinerarios de censos de banda variable (Tellería, 1986; Sutherland, 1996; Buckland *et al.*, 2001).

Objetivos

Seguir la evolución temporal de las poblaciones de ungulados silvestres (jabalí y ciervo) en el Parque Nacional.

Conocer la productividad anual y los cambios en las estructuras de edades y sexos para cada una de las especies.

D.1.3.1. Protocolo de itinerarios de censo de ungulados

Procedimiento en el campo

El equipo de censo está formado por un conductor y 2 censadores.

Cada día de censo se recorren dos itinerarios, uno al atardecer y otro una vez anochecido. El primer transecto se inicia una hora antes de la puesta del Sol y se concluye una media hora después de la misma. A continuación (una hora después del ocaso) se inicia el recorrido nocturno de otro de los itinerarios, realizando el censo con ayuda de focos direccionales. Al concluir el periodo de muestreo cada itinerario se habrá recorrido dos veces en distintos días, un día al atardecer y otro por la noche.

En cada transecto se indica la fecha, los observadores, la hora de inicio del recorrido, la hora de finalización y las condiciones meteorológicas (el censo se suspende en caso de lluvia, viento fuerte o niebla).

El censo se efectúa desplazándose en un vehículo todo terreno a baja velocidad (10 – 15 Km / hora), los observadores deben ir en la baca del vehículo, de forma que estén elevados al menos 3 metros sobre el nivel del suelo. El vehículo debe detenerse cada vez que se produce un contacto. Para cada contacto se toma la siguiente información:

WP: posición con el GPS.

Especie: jabalí (*Sus scrofa*) o ciervo (*Cervus elaphus*).

Sexo, si es diferenciable.

Edad, con la mayor precisión posible

Jabalí: **Adulto**, **Rayón** (crías con el pelaje rayado), **Marranchón** (jóvenes de más de 6 meses, sin rayas).

Ciervo: **Adulto** (mas de 3 años), **Subadulto** (2 - 3 años), **Vareto** (1 - 2 años), **Cría** del año. En las hembras no se distinguen edades. Ver Figura 13.

Número de individuos, si el grupo esta compuesto por varias clases de sexo o edad se especifica cada una y se unen todas con una llave.

Distancia perpendicular a la línea de avance, medida con telémetro.



Figura 13. Clases de edad establecidas para los machos de ciervo.

Itinerarios de censo

Se efectúan 6 recorridos de unos 15 Km de longitud distribuidos por los principales ecosistemas del Parque Nacional:

1. *Coto del Rey*, itinerario de 14,8 Km. por las dehesas de alcornoques y la vera de Matasgordas y la Dehesa.
2. *Algaida-Sotos*, itinerario de 16,5 Km. por la vera de la Algaida y la zona en restauración de Los Sotos.
3. *Sabinar-Mogea*, itinerario de 14,8 Km. por el sabinar de la Reserva Biológica y los pinares de la Mogea.
4. *RBD este*, itinerario de 14,4 Km. por la vera y el monte blanco de la Reserva Biológica.

5. *Puntal*, itinerario de 15,0 Km. por la vera y los pinares del Puntal y la zona norte de Marismillas.

6. *Marismillas*, itinerario de 15,1 Km. por los pinares de Marismillas.

Cada itinerario está subdividido en los tipos de hábitat que atraviesa (Ver Tabla 8).

Tabla 8. Distribución de los kilómetros recorridos en cada itinerario entre hábitats de monte y vera.

Itinerario	Km totales	Km Vera	Km Monte
Coto del Rey	14.8	4.1	10.7
Algaida-Sotos	16.5	4.0	12.5
Sabinar-Mogea	14.8	0.0	14.8
RBDeste	14.4	1.7	12.7
Puntal	15.0	0.4	14.6
Marismillas	15.1	1.9	13.2
Total	90.6	12.1	78.5

La red de itinerarios de muestreo se encuentra disponible en el Servidor de Cartografía Digital (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

Calendario y periodicidad

Los censos de ciervo se efectúan anualmente, durante el mes de septiembre, en horario de tarde.

Los censos de jabalí se efectúan trimestralmente, en marzo, junio y septiembre, en horario de tarde y noche.

Material

- Vehículo todo terreno.
- Prismáticos.
- Telémetro láser.
- GPS.

Personal:

Un conductor y dos técnicos superiores.

Resultados

Para los censos de jabalí se ha generado una tabla de datos en la que se recogen los siguientes datos:

Abundancia relativa de la especie para cada uno de los itinerarios de censo, se expresa como un **índice kilométrico de abundancia** (IKA) o número de jabalís vistos por kilómetro recorrido. Se consigna el IKA máximo obtenido en los dos recorridos efectuados en cada itinerario de censo.

Ry : Mr: Ad, relación de crías (rayones), jóvenes (marranchones) adultos encontrada en el conjunto de los censos.

Para los censos de ciervos se ha generado una tabla de datos en la que se recogen los siguientes datos:

Abundancia relativa de la especie para cada uno de los itinerarios de censo, se expresa como un **índice kilométrico de abundancia** (IKA) o número de ciervos vistos por kilómetro recorrido para cada uno de los itinerarios de censo, separando los datos obtenidos en el monte y en la vera. Los datos de la vera se presentan en conjunto.

♀ : ♂, relación de machos y hembras encontrada en el conjunto de los censos.

jov : ♀, relación de crías y hembras encontrada en el conjunto de los censos.

Referencias bibliográficas

Braza, F. y Álvarez, F. 1987. Habitat use by red deer and fallow deer in Doñana National Park. *Miscellanea Zoologica*, 11: 363-367.

Buckland, S. T.; Anderson, D. R.; Burnham, K. P.; Laake, J. L.; Borchers, D. L. y Thomas, L. 2001. **Introduction to Distance Sampling: Estimating Abundance of Biological Populations**. Oxford University Press, Oxford, UK.

- Fernández, P. y Carranza, J. 1996. La abundancia del jabalí en Doñana y sus implicaciones en la conservación del ecosistema. *Quercus*, 120: 24-27.
- Rodríguez Merino, E. E. 2001. Ungulados silvestres (ciervos y gamos). *En: Memoria anual de actividades y resultados, año 2001*. Anexo 20. Parque Nacional de Doñana, Organismo Autónomo de Parques Nacionales.
- Soriguer, R. C; Fandos, P; Andréu, A y López F. J. 2003. **Evaluación de la capacidad de carga de la marisma (II) en el Parque Natural de Doñana**. Memoria final, inédita. 142 pp.
- Soriguer, R. C; Fandos, P; Carro, F. y Andréu, A. 2003. **Evaluación de la capacidad de carga del monte en el Parque Natural de Doñana**. Memoria final, inédita. 176 pp.
- Soriguer, R. C; Rodríguez, A. y Domínguez, L. (editores) 2001. **Análisis de la incidencia de los grandes herbívoros en la Marisma y Vera del Parque Nacional de Doñana**. Organismo Autónomo de Parques Nacionales. Ministerio de Medio Ambiente. 231 pp.
- Sutherland, W.J. (ed.) 1996. **Ecological Census Techniques: a handbook**. Cambridge University Press.
- Tellería, J.L. 1986. **Manual para el censo de los Vertebrados Terrestres**. Editorial Raíces. Madrid.
- Valverde, J. A. 1967. Estructura de una comunidad de vertebrados terrestres. *Monografías de la Estación Biológica de Doñana*, 1: 1-218.

D.3.1. Seguimiento de las especies clave: conejo

Asesores científicos: Ramón C. Soriguer y Sacramento Moreno. Estación Biológica de Doñana (CSIC).

Introducción

El conejo (*Oryctolagus cuniculus*) ocupa una posición clave en las relaciones tróficas de los ecosistemas mediterráneos, siendo una presa básica para un gran número de predadores (Valverde, 1967; Jaksic y Soriguer, 1981; Delibes e Hiraldo, 1982), incluyendo especies amenazadas como el búho real (*Bubo bubo*), el águila perdicera (*Hieraaetus fasciatus*), el águila imperial ibérica (*Aquila adalberti*) o el lince ibérico (*Lynx pardinus*). El águila imperial ibérica y el lince ibérico, especies emblemáticas del Parque de Doñana, dependen especialmente del conejo (Rogers, 1978; Delibes, 1980; González *et al.*, 1990; Ferrer, 1993).

La gran importancia ecológica de la especie ha motivado el interés en el conocimiento de la evolución de sus efectivos poblacionales. Por ello, el seguimiento de las abundancias relativas del conejo a lo largo del año se viene haciendo de forma continuada en la RBD desde el año 1983 (Beltrán, 1991), siguiendo un recorrido fijo a través de zonas de vegetación de monte blanco, monte negro y vera. De esta forma se ha seguido la evolución mensual de los índices kilométricos de abundancia de la especie en la Reserva, registrándose la fuerte incidencia de la enfermedad hemorrágica vírica (Villafuerte *et al.*, 1994) y la débil recuperación posterior (Moreno *et al.*, 1998).

Objetivos

Seguir la evolución temporal de las abundancias relativas de conejos en el Parque Nacional.

Determinar las variaciones en abundancia entre los distintos hábitats del PND.

D.3.1.1. Protocolo de itinerarios de censo de conejos

Procedimiento en el campo

El equipo de censo está formado por un conductor y 2 censadores.

Cada día de censo se recorren dos itinerarios, uno al atardecer y otro una vez anochecido. El primer transecto se inicia una hora antes de la puesta del Sol y se concluye una media hora después de la misma. A continuación (una hora después del ocaso) se inicia el recorrido nocturno de otro de los itinerarios, realizando el censo con ayuda de focos direccionales. Al concluir el periodo de muestreo cada itinerario se habrá recorrido dos veces en distintos días, un día al atardecer y otro por la noche.

En cada transecto se indica la fecha, los observadores, la hora de inicio del recorrido, la hora de finalización y las condiciones meteorológicas (el censo se suspende en caso de lluvia, viento fuerte o niebla).

El censo se efectúa desplazándose en un vehículo todo terreno a baja velocidad (10 – 15 Km / hora), los observadores deben ir en la baca del vehículo, de forma que estén elevados al menos 3 metros sobre el nivel del suelo. El vehículo debe detenerse cada vez que se produce un contacto. Para cada contacto se toma la siguiente información:

WP: Posición con el GPS.

Número de individuos.

Distancia perpendicular a la línea de avance, medida con telémetro.

Itinerarios de censo

Se efectúan 6 recorridos de unos 15 Km de longitud distribuidos por los principales ecosistemas del Parque Nacional:

1. *Coto del Rey*, itinerario de 14,8 Km. por las dehesas de alcornos y la vera de Matasgordas y la Dehesa.

2. *Algaida-Sotos*, itinerario de 16,5 Km. por la vera de la Algaida y la zona en restauración de Los Sotos.

3. *Sabinar-Mogea*, itinerario de 14,8 Km. por el sabinar de la Reserva Biológica y los pinares de la Mogea.

4. *RBD este*, itinerario de 14,4 Km. por la vera y el monte blanco de la Reserva Biológica.

5. *Puntal*, itinerario de 15,0 Km. por la vera y los pinares del Puntal y la zona norte de Marismillas.

6. *Marismillas*, itinerario de 15,1 Km. por los pinares de Marismillas.

La red de itinerarios de muestreo se encuentra disponible en el Servidor de Cartografía Digital (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

Calendario y periodicidad

Los censos de conejo se efectúan trimestralmente, en marzo, junio y septiembre, en horario de tarde y noche.

Material

- Vehículo todo terreno.
- Prismáticos.
- Telémetro láser.
- GPS.

Personal:

Un conductor y dos técnicos superiores especializados.

Resultados

Se ha generado una tabla de datos en la que se recoge la abundancia relativa de la especie para cada uno de los itinerarios de censo, expresada como un **índice kilométrico de abundancia** (IKA) o número de conejos vistos por kilómetro recorrido para cada uno de los itinerarios de censo. Se consigna el IKA obtenido en los dos recorridos efectuados (tarde y noche) en cada itinerario por período de censo.

Referencias bibliográficas

- Delibes, M. 1980. El lince ibérico. Ecología y comportamiento alimenticio en el Coto de Doñana, Huelva. *Doñana Acta Vertebrata*, 7(3): 1-128
- Delibes, M. e Hiraldo, F. 1982. The rabbit as prey in the Iberian Mediterranean ecosystems. En: Myers, K. y MacInnes, C. D. (eds). **Proceedings of the world Lagomorph Conference**, pp. 614-622. Univ. Guelph, Ontario.
- Ferrer, M. 1993. **El Águila imperial**. Ed. Quercus, Madrid. 230 pp.
- González, L. M.; Bustamante, J. e Hiraldo, F. 1990. Factors influencing the present distribution of the Spanish imperial eagle *Aquila adalberti*. *Biological Conservation*, 51: 311-319.
- Jaksic, F. y Soriguer, R. C. 1981. Predation upon the European rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) in the Mediterranean habitats of Chile and Spain: a comparative analysis. *Journal of Animal Ecology* 50: 269-285.
- Moreno, S.; Jordán, G. y Villafuerte, R. 1998. Orden Lagomorfos. En: Blanco, J. C. (ed). **Mamíferos de España**, pp. 274-288. Ed. Planeta. Barcelona
- Rogers, P. M. 1978. Predator-prey relationship between rabbit and lynx in Southern Spain. *Revue d'Ecologie (Terre et Vie)*, 32: 83-87.
- Valverde, J. A. 1967. Estructura de una comunidad de vertebrados terrestres. *Monografías de la Estación Biológica de Doñana*, 1: 1-218.
- Villafuerte, R.; Calvete, C.; Gortázar, C. y Moreno, S. 1994. First epizootic of rabbit hemorrhagic disease in free living populations of *Oryctolagus cuniculus*. at Doñana National Park, Spain. *Journal of Wildlife Diseases*, 30(2): 176-179.

D.3.2. Seguimiento de las especies clave: liebre ibérica

Asesores científicos: Ramón C. Soriguer y Francisco Carro. Estación Biológica de Doñana (CSIC).

Introducción

La liebre ibérica (*Lepus granatensis*) es una especie cuya distribución se limita a la Península Ibérica e islas Baleares. Especie de hábitat muy variable, en Doñana es abundante en la marisma, por la que se extiende durante el período estival para refugiarse en los pastizales peri-marismesños y las vetas durante la época de inundación. En el monte la población es escasa, concentrándose fundamentalmente en los corrales y en las zonas arenosas casi desprovistas de vegetación. (Valverde, 1960; Palacios y Meijide, 1979; Kufner, 1986; Andre *et al.*, 1997; Moreno *et al.*, 1998).

La liebre ibérica es una de las pocas especies de mamíferos del PND vinculadas a los ecosistemas marismesños, sus fluctuaciones poblacionales están relacionadas con los niveles de inundación de la marisma (Carro *et al.*, 2001) y, por lo tanto, es de esperar un efecto directo sobre sus poblaciones del Proyecto Doñana 2005.

Objetivos

Seguir la evolución anual de las abundancias relativas de liebres en el Parque Nacional.

Determinar las variaciones en abundancia y distribución entre los distintos hábitats del Parque.

D.3.2. Protocolo de itinerarios de censo de liebre ibérica

Procedimiento en el campo

El equipo de censo está formado por un conductor y 2 censadores.

Cada día de censo se recorre un itinerario en horario nocturno, iniciándose el transecto una hora después de la puesta del Sol y realizando el censo con ayuda de focos direccionales.

En cada transecto se indica la fecha, los observadores, la hora de inicio del recorrido, la hora de finalización y las condiciones meteorológicas (el censo se suspende en caso de lluvia, viento fuerte o niebla).

El censo se efectúa desplazándose en un vehículo todo terreno a baja velocidad (10 – 15 Km / hora), los observadores deben ir en la baca del vehículo, de forma que estén elevados al menos 3 metros sobre el nivel del suelo. El vehículo debe detenerse cada vez que se produce un contacto. Para cada contacto se toma la siguiente información:

WP, Posición con el GPS.

Número de individuos.

Distancia perpendicular a la línea de avance, medida con telémetro.

Itinerarios de censo

Se efectúan 9 recorridos de unos 15 Km de longitud distribuidos por los principales ecosistemas del Parque Nacional. Ver Figura 14.

1. *Coto del Rey*, itinerario de 14,8 Km. por las dehesas de alcornocques y la vera de Matasgordas y la Dehesa.

2. *Algaida-Sotos*, itinerario de 16,5 Km. por la vera de la Algaida y la zona en restauración de Los Sotos.

3. *Sabinar-Mogea*, itinerario de 14,8 Km. por el sabinar de la Reserva Biológica y los pinares de la Mogea.

4. *RBD este*, itinerario de 14,4 Km. por la vera y el monte blanco de la Reserva Biológica.

5. *Puntal*, itinerario de 15,0 Km. por la vera y los pinares del Puntal y la zona norte de Marismillas.

6. *Marismillas*, itinerario de 15,1 Km. por los pinares de Marismillas.

7. *Hinojos-Guadiamar*, itinerario de 15,6 Km. por la marisma natural de Hinojos y la Reserva Biológica del Guadiamar.

8. *FAO*, itinerario de 15,3 Km. por la marisma en restauración de Caracoles y la marisma Gallega

9. *Nuevas-Matochal*, itinerario de 14,8 Km. por la marisma natural de Las Nuevas y Matochal

La red de itinerarios de muestreo se encuentra disponible en el Servidor de Cartografía Digital (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

Calendario y periodicidad

Los censos de liebre se efectúan anualmente, durante el mes de septiembre.

Material

- Vehículo todo terreno.
- Prismáticos.
- Telémetro láser.
- GPS.

Personal

Un conductor y dos técnicos superiores especializados.

Resultados

Se ha generado una tabla de datos en la que se recoge la abundancia relativa de la especie para cada uno de los itinerarios de censo, expresada como un **índice kilométrico de abundancia** (IKA) o número de liebres vistas por kilómetro recorrido para cada uno de los itinerarios de censo.

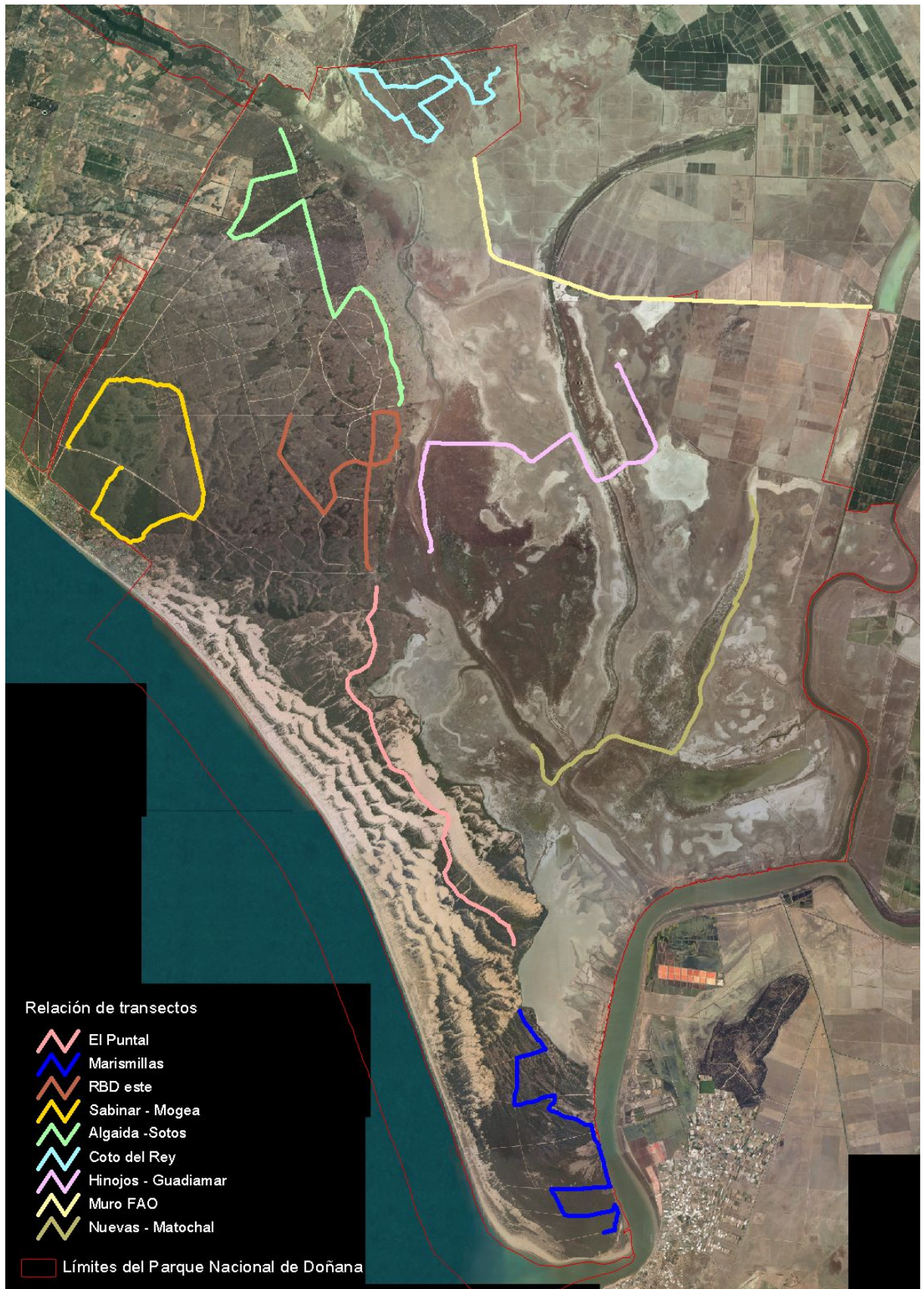


Figura 14. Recorrido de los distintos itinerarios efectuados en el Parque Nacional de Doñana para el censo de mamíferos.

Referencias bibliográficas

- Andre, J.; Beltrán, J. F.; Iborra, O. y Soriguer, R. C. 1997. *Lepus granatensis* density and distribution in the Doñana National Park (Spain). *Gibier Faune Sauvage*, 14(3): 497.
- Carro, F., Beltrán, F. J., Pérez, J. M., Márquez, F. J., Iborra, O., y Soriguer, R. C. 2001. Evolución poblacional de la liebre ibérica (*Lepus granatensis* Rosenhauer, 1856) en el Parque Nacional de Doñana. *Galemys*. Vol. esp., 13: 119-126.
- Kufner, M. B. 1986. **Tamaño, actividad, densidad relativa y preferencia de hábitat de los pequeños y medianos mamíferos de Doñana, como factores condicionantes de su tasa de predación.** Tesis doctoral. Universidad Autónoma de Madrid.
- Moreno, S.; Jordán, G. y Villafuerte, R. 1998. Orden Lagomorfos. *En*: Blanco, J. C. (ed). **Mamíferos de España**, pp. 274-288. Ed. Planeta. Barcelona
- Palacios, F. y Meijide, M. 1979. Distribución geográfica y hábitat de las liebres de la Península Ibérica. *Naturalia Hispanica*, 19: 1-40.
- Valverde, J. A. 1960. Vertebrados de la Marisma del Guadalquivir. *Archivos del Instituto de Aclimatación de Almería*, 9: 1-168.

D.3.3. Seguimiento de las especies clave: perdiz roja

Asesor científico: Juan Calderón. Estación Biológica de Doñana (CSIC).

Introducción

La perdiz roja (*Alectoris rufa*) es una galliforme característica del matorral mediterráneo, cuya área de distribución se limita a la Península Ibérica, Francia, Italia y algunas islas del Mediterráneo. En Doñana es una especie abundante, especialmente en las zonas de monte blanco y en las inmediaciones de la vera (Valverde, 1960).

La perdiz aparece en la dieta de un gran número de predadores, siendo presa habitual de las grandes rapaces y especialmente de aquellas de hábitos ornitófagos (Calderón, 1977). Por otra parte, la perdiz es la especie de caza más importante en España (Delibes, 1992), hasta el punto que un gran número de cotos de caza refuerzan periódicamente sus poblaciones con individuos procedentes de granjas de cría en cautividad. Esta cría industrial suele ocasionar una pérdida de variabilidad genética, bien por basarse en un número muy limitado de fundadores o por la propia selección del criador, tendente a maximizar los beneficios económicos (Nadal, 1992).

Objetivos

Seguir la evolución anual de las abundancias relativas de perdices en el Parque Nacional.

Determinar la productividad anual de la especie.

D.3.3. Protocolo de itinerarios de censo de perdiz roja

Procedimiento en el campo

El equipo de censo está formado por un conductor y 2 censadores.

Cada día de censo se recorre un itinerario al atardecer, iniciándose una hora antes de la puesta del Sol y concluyendo una media hora después de la misma.

En cada transecto se indica la fecha, los observadores, la hora de inicio del recorrido, la hora de finalización y las condiciones meteorológicas (el censo se suspende en caso de lluvia, viento fuerte o niebla).

El censo se efectúa desplazándose en un vehículo todo terreno a baja velocidad (10 – 15 Km / hora), los observadores deben ir en la baca del vehículo, de forma que estén elevados al menos 3 metros sobre el nivel del suelo. El vehículo debe detenerse cada vez que se produce un contacto. Para cada contacto se toma la siguiente información:

WP: Posición con el GPS.

Edad: Adulto, pollo.

Número de individuos, si el grupo está compuesto por varias clases de edad se especifica cada una y se unen todas con una llave.

Distancia perpendicular a la línea de avance, medida con telémetro.

Itinerarios de censo

Se efectúan 6 recorridos de unos 15 Km de longitud distribuidos por los principales ecosistemas del Parque Nacional:

1. *Coto del Rey*, itinerario de 14,8 Km. por las dehesas de alcornoques y la vera de Matasgordas y la Dehesa.
2. *Algaida-Sotos*, itinerario de 16,5 Km. por la vera de la Algaida y la zona en restauración de Los Sotos.
3. *Sabinar-Mogea*, itinerario de 14,8 Km. por el sabinar de la Reserva Biológica y los pinares de la Mogea.
4. *RBD este*, itinerario de 14,4 Km. por la vera y el monte blanco de la Reserva Biológica.
5. *Puntal*, itinerario de 15,0 Km. por la vera y los pinares del Puntal y la zona norte de Marismillas.
6. *Marismillas*, itinerario de 15,1 Km. por los pinares de Marismillas.

La red de itinerarios de muestreo se encuentra disponible en el Servidor de Cartografía Digital (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

Calendario y periodicidad

Los censos de reproductores se efectúan anualmente durante el mes de marzo.

Los censos para evaluar el éxito reproductor se realizan todos los años en el mes de junio. Cuando sea necesario, los datos de reproducción se complementarán con observaciones en julio.

Material

- Vehículo todo terreno.
- Prismáticos.
- Telémetro láser.
- GPS.

Personal:

Un conductor y dos técnicos superiores especializados.

Resultados

Se ha generado una tabla de datos en la que se recogen los siguientes parámetros:

Abundancia relativa de la especie para cada uno de los itinerarios de censo, se expresa como un **índice kilométrico de abundancia** (IKA) o número de perdices vistas por kilómetro recorrido para cada uno de los itinerarios de censo.

Tamaño del grupo, para el conjunto de los recorridos de cada período de censos, indicando el número de contactos (**n**), el tamaño medio del grupo (**media**) y su desviación típica (**sd**).

Productividad, expresada como la relación pollos / adultos (**PI : Ad**) en el mes de junio.

Referencias bibliográficas

- Calderón, J. 1977. El papel de la Perdiz roja (*Alectoris rufa*) en la dieta de los predadores ibéricos. *Doñana Acta Vertebrata*, 4: 61-126.
- Delibes, J. 1992. Gestión de los cotos de perdiz roja. *En: La perdiz roja. Gestión del hábitat.* pp. 141-146. Fundación la Caixa, ed. Aedos, Barcelona.
- Nadal, J. 1992. Problemática de las poblaciones de perdiz roja, bases ecoetológicas para tener éxito con las repoblaciones. *En: La perdiz roja. Gestión del hábitat.* pp. 87-100. Fundación la Caixa, ed. Aedos, Barcelona.
- Valverde, J. A. 1960. Vertebrados de la Marisma del Guadalquivir. *Archivos del Instituto de Aclimatación de Almería*, 9: 1-168.

D.3.4. Seguimiento de las especies clave: focha común

Asesores científicos: Andy Green y Juan Calderón. Estación Biológica de Doñana. Sevilla.

Objetivos

El objetivo final de este seguimiento es conocer la evolución poblacional de la focha común (*Fulica atra*). No obstante, dado su carácter no estrictamente sedentario, se puede hablar al menos de dos poblaciones diferentes, la reproductora y la invernante.

La evolución poblacional de la población reproductora se va a estudiar a través de la abundancia relativa de sus nidos, mientras que la evolución de la población invernante se puede analizar a través de las estimas de número de ejemplares obtenidas en los censos aéreos de los meses adecuados, por lo que este seguimiento se realiza mediante dos protocolos.

El primero de ellos es el referido al seguimiento de la reproducción de aves acuáticas no coloniales, diseñado fundamentalmente para esta especie, aunque también es válido para otras pertenecientes a este grupo, fundamentalmente calamón común (*Porphyrio porphyrio*) y somormujo lavanco (*Podiceps cristatus*), por lo que también se utilizará en el Seguimiento D.7. (Reproducción de aves).

El segundo es el protocolo para el censo aéreo de aves acuáticas, que, como su nombre indica, no sólo es válido para focha común, sino para todas aquellas especies que se pueden contabilizar aceptablemente bien desde una avioneta. En este caso, este protocolo se puede usar para varios seguimientos, pero, dada la mayor importancia de estos censos durante la época invernante, la información global referente a los mismos se incluye en la página web de Seguimiento de Procesos y Recursos Naturales de la Estación Biológica de Doñana en el Seguimiento D.8. (Invernada de Aves), aunque se exponga en este apartado por ser la primera vez en que debe utilizarse.

D.3.4.1. Protocolo para el seguimiento de la reproducción de aves acuáticas no coloniales

El seguimiento de la reproducción de aves acuáticas no coloniales se va a realizar mediante transectos de largo recorrido realizados a caballo por la marisma, en los que se sigue un itinerario prefijado, durante el cual se registran todos los nidos que se ven desde la línea de avance, y sólo esos.

Procedimiento en el campo

El equipo de censo está formado por una o dos personas a caballo.

Cada día de censo se recorre uno de los itinerarios durante la mañana. En cada transecto se indica la fecha, los observadores, la hora de inicio y de finalización del recorrido, el nivel general de inundación (muy alto, alto, medio, bajo y muy bajo) y las condiciones meteorológicas (el censo se suspende en caso de lluvia, viento fuerte o niebla).

Cuando se visualiza un nido, se toman los siguientes datos:

Nombre de la zona concreta donde se localiza el nido, si existe (nombre del caño, de la quebrada, del pacil, etc).

Nivel medio de inundación de la zona donde se encuentra el nido.

Unidad ambiental o hábitat donde se encuentra, intentando caracterizar al menos cinco categorías (aguas libres, bayuncal, marisma de castañuela, almajal bajo-quebradas y almajal alto (paciles)-vetas), aunque pueden señalarse otras si es el caso (por ejemplo: marisma de castañuela y bayunco, marisma de castañuela y junquillo vano, almajal bajo con manzanilla de agua, etc.).

Distancia perpendicular desde el nido a la línea de avance del transecto, que se estima a ojo si aquel se encuentra a menos de 10 metros, o bien mediante un telémetro si la distancia es mayor.

Cuando se llega al nido, y sin prácticamente detenerse (para evitar predación), se toman los siguientes datos:

WP (“wait point”), es decir, la posición del nido, tomada con un GPS, para transcribir posteriormente sus coordenadas.

Especie a la que pertenece el nido.

Estado del nido y contenido (en construcción, depredado, con “n” número de huevos y/o pollos, abandonado tras eclosionar los huevos con éxito, etc)

Materiales con los que está hecho el nido.

Posteriormente se vuelve a la línea de avance, donde se podrán escribir todos estos datos.

Itinerarios de censo

Se han diseñado cinco transectos diferentes, que transcurren por todas las unidades ambientales de la marisma donde pueden instalar sus nidos las dos especies de rálidos (focha común y calamón común) a los que va fundamentalmente dirigido este protocolo. Estos transectos se encuentran disponibles en el Servidor de Cartografía Digital (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>) y se representan en la Figura 15.

A continuación se realiza una descripción somera de los mismos:

Reserva Biológica de Doñana: Tiene 9,5 Km. de longitud, y se inicia en la marisma frente a la Fresneda de Martinazo, continúa en línea recta hasta la esquina noreste de la Reserva, donde gira hacia el sur, siguiendo el curso de La Madre aguas abajo, hasta llegar a la Cancela del Palacio, donde gira hacia el oeste en dirección a la vera, y antes de cruzar el camino de verano Palacio - Martinazo que discurre por la marisma, gira hacia el norte, en dirección a la casa de Martinazo. Finaliza el recorrido cuando se alcanza el sustrato arenoso, unos pocos cientos de metros antes de la mencionada casa. Este transecto transcurre fundamentalmente por marisma baja.

Mitad septentrional de la Marisma de Hinojos (Hinojos Norte): Tiene 16,8 Km. de longitud. Se inicia en la Cancela de Martinazo, sobre La Madre, desde donde se dirige hacia el este, para torcer hacia el norte cerca del carril, en las Albacias Altas, y, tras cruzar el caño de Resolimán, sigue hacia el norte hasta la altura de Plaíto, donde gira hacia el este hasta llegar a la marisma alta. Allí toma dirección sur, siguiendo el borde del almajal con la marisma baja, hasta llegar cerca de la Choza de Pepe Caro, donde gira hacia poniente en dirección a la Cancela de Martinazo. Este transecto discurre en su primera mitad por marisma baja, y en la segunda por el límite entre marisma baja y marisma de almajo.

Mitad meridional de la Marisma de Hinojos (Hinojos Sur): Este transecto, de 15,35 Km. de longitud, tiene su inicio y fin en el nivel de las Honduras del Burro. Desde allí se dirige a los Vetones de Carrizosa, donde gira hacia el sureste en dirección al nivel del Lucillo o Laguna de Cardales. Allí gira al noreste y atraviesa la Laguna Honda y las Albacias Bajas, para entrar en la parte septentrional del Pacil de Mal Tiempo. Sigue hacia el norte por el Pacil de Millán y la Veta de Millán hasta la Quebrada de los Dornajos, donde gira hacia el noroeste hacia el Lucio de los Ojillos Salados. Desde este lugar se dirige hacia el Pozo de Veta la Arena, donde gira hacia el suroeste hacia Paciles Cortados, donde se dirige ya hacia el nivel de las Honduras del Burro. Este transecto discurre en gran parte de su recorrido por marisma baja, salvo cuando cruza vetas y paciles, sobre todo en su parte más septentrional.

Reserva Biológica de Guadamar: Tiene 15,25 Km. de longitud, y recorre la parte central de esta finca, con inicio y fin en la cancela de Millán, dentro del Caño de Guadamar. Desde allí se dirige hacia el sur por dicho caño hasta la frentura del Caño de las Vacas, donde gira al este hacia el Pacil del Rabizón, y allí toma dirección noreste hacia el Pozo del Almajal, cruzando la Quebrada de la Cierva y la Quebrada Grande del Cuatro, y, bordeando la orilla oriental del lucio de Marilópez Chico, sigue por la orilla este del lucio de Marilópez Grande, gira hacia la Choza de Marilópez, llega a la Casa de Marilópez, y pasa por la antigua linde de Caracoles hacia la Quebrada de Veta Castellana para llegar a Veta Castellana, donde gira hacia el suroeste hacia el caño de Guadamar

pasando por las Vetas del Mixto y de los Carneros. Este mismo recorrido también se ha iniciado en algunas ocasiones en la Casa de Marilópez si los observadores, en vez de proceder del Palacio de Doñana, proceden de las casas de la marisma.

Las Nuevas: Este transecto tiene 9,845 Km. de longitud, y recorre parte de la finca de Las Nuevas. Comienza en Juncabalejo, para dirigirse hacia el caño de Brenes atravesando el Pacil de la Zahurda, gira hacia el noreste hacia el Cascajillo, dirigiéndose a la Veta del Palacio de Las Nuevas. Desde allí se dirige hacia el norte, cruzando la Veta del Tío Toni, y el Caño y Lucio del Travieso hacia la torre de observación de la Veta de las Vaquiruelas, donde gira al sureste en dirección al Huerto de Caro, donde finaliza, atravesando el Pacil de los Almajos Dulces, y los Lucios Redondo y Boyero.

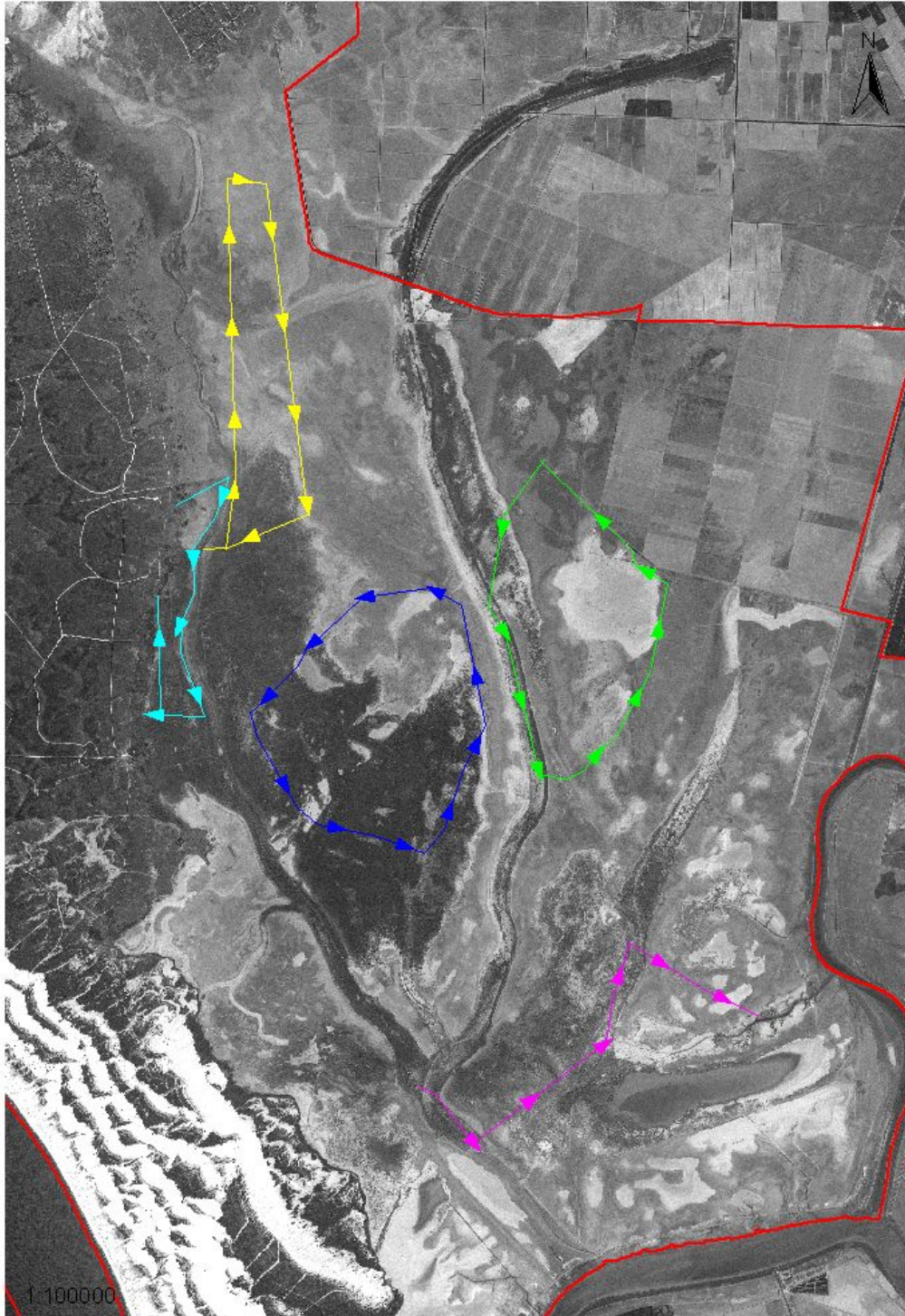


Figura 15. Transectos diseñados para estudiar la abundancia relativa de nidos de aves acuáticas no coloniales. 1. Color azul claro: Reserva Biológica de Doñana. 2. Color amarillo: Mitad septentrional de la Marisma de Hinojos (Hinojos Norte); 3. Color azul oscuro: Mitad meridional de la Marisma de Hinojos (Hinojos Sur); 4. Color verde: Reserva Biológica de Guadiamar. 5. Color rosa: Las Nuevas. Se representa el límite del Parque Nacional en rojo.

Calendario y periodicidad

Los transectos deben realizarse una vez al mes durante la estación de cría, desde que se inicia la puesta hasta que no queden nidos activos. Se llevan a cabo generalmente durante la tercera decena de cada mes, desde el día 20 a final de mes.

La periodicidad será anual

Material

- Se debe contar con caballos, y además con:
- Telémetro láser.
- GPS.
- Prismáticos.
- Botas de agua
- Lápiz
- Libreta de campo.

Personal

Para poder realizar el transecto es conveniente la participación de dos personas, aunque también lo puede hacer una sola con experiencia en el conocimiento de la avifauna marismeña y en el uso del GPS, y con formación específica para este protocolo. Si se hace con el concurso de dos personas, una debe ir siguiendo el itinerario del transecto con el GPS, sin abandonar la línea de avance, y la otra es la que se acerca a todos los nidos para realizar las tareas especificadas anteriormente.

No obstante, dado de que se trata de cinco transectos, que deben realizarse por las mismas fechas, realmente se necesitan tres técnicos superiores (cada uno de ellos realiza los transectos que se encuentran en su zona de trabajo), a los que debe sumarse 1 o 2 auxiliares de campo.

Resultados

Los datos de los transectos se informatizan en una hoja de cálculo Microsoft Excel, para obtener la abundancia relativa de nidos para cada uno de los transectos, expresada como Índice Kilométrico de Abundancia (IKA) mediante

el control de la longitud. Si el número de contactos lo permite, se podría utilizar el programa DISTANCE (Buckland *et al.*, 2001) para obtener estimas de densidades de nidos corregidas según funciones de detectabilidad específicas.

Al poderse dividir la longitud total de cada itinerario de censo realizado según las unidades ambientales o hábitats registrados, se pueden comparar los distintos IKAs obtenidos para cada una de ellas. A este respecto, la tablas que se ofrecen en la página web como resultado de este protocolo para el seguimiento de la reproducción de aves acuáticas no coloniales, tanto de focha común como de otras aves acuáticas pertenecientes a este grupo, indican los IKAs de nidos de estas especies obtenidos en 2004 para cada una de estas unidades ambientales en el muestreo en el que se contabilizó el mayor número de nidos de cada especie para cada uno de lo cinco transectos diseñados. Este seguimiento no pudo realizarse en el año 2005, ya que prácticamente no hubo reproducción de aves acuáticas en la marisma a causa de la gran sequía acaecida.

D.3.4.2. Protocolo para el censo aéreo de aves acuáticas

El censo aéreo se basa en la técnica del “aforo”, que permite a un censador experto estimar de un golpe de vista el número de individuos que constituyen un bando. Para ello, cuando el censador se enfrenta a un gran bando, aísla mentalmente un subgrupo de aves en el que puede contar casi todos los individuos uno por uno, para posteriormente repetir este subgrupo (más exactamente la superficie que cubre) tantas veces como sea necesario hasta englobar la totalidad del grupo a estimar (Tamisier y Dehorter, 1999). Por ello, hay que tener en cuenta que muchas de las cifras altas que se dan con exactitud de unidades son en realidad resultados de sumas parciales de distinta magnitud de un único o de distintos bandos en una misma localidad. Si no se observa gran cantidad de aves, se realizan recorridos lineales, pero si se detecta una gran cantidad de aves se realiza una maniobra en círculo, con el fin de que éstas levanten el vuelo y se visualicen en su totalidad para poder proceder a su identificación específica y estimar el tamaño del bando. Las aves suelen volverse a posar enseguida.

Al realizarse en un período de tiempo muy corto (entre 1,5 y 3,5 horas), que depende fundamentalmente del grado de inundación de la marisma y del número de aves, no se da lugar a que las aves cambien de sitio (Amat y García, 1979).

Los valores obtenidos son órdenes de magnitud, ya que no están exentos de una serie de fuentes de error. La primera es la propia diferencia entre el valor estimado y el real, que suele ser la misma para un mismo observador, pero diferente para unas especies o grupos de especies que para otras. La segunda son las aves que no se cuentan al estar fuera de la zona prospectada visualmente. Una tercera fuente de error son los individuos que, aún siendo vistos, no son contabilizados porque el censador tiene su atención focalizada sobre los grandes grupos. Y, por último, las determinaciones específicas erróneas, provenientes de la dificultad de estimar en un bando pluriespecífico de varios millares de aves, el número de efectivos de cada especie.

A pesar de todo ello, en una comparación de dos métodos de censo realizada en Camarga, se comprobó que la validez estadística de los conteos sólo se aseguraba en el caso de un conjunto de censos realizados con una misma técnica y un solo censador, mientras que no era así para el caso de un grupo de conteos hechos con varias técnicas y varios censadores (Tamisier y Dehorter, 1999). Este resultado revalida los censos aéreos, siempre que se hagan de la misma forma y por un mismo censador, ya que, al igual que ocurre en Camarga, dichos censos pueden ser considerados como la mejor aproximación para tener una idea del tamaño de las poblaciones de un grupo determinado de aves acuáticas y, sobre todo para seguir su evolución en el tiempo, sobre todo durante la época invernal. Esto es lo que los estadísticos llaman un estimador de efectivos presentes (Tamisier y Dehorter, 1999).

Son 35 las especies de aves acuáticas que son identificables y levantan el vuelo al paso de la avioneta, y que, por lo tanto, puede estimarse sus poblaciones con esta metodología. Con el censo aéreo también se contabilizan 5 grupos de aves no identificables de forma específica, como son "*Egretta garzetta* / *Bubulcus ibis*", "*Calidris spp* / *Charadrius spp.*", "*Tringa erythropus* / *Tringa totanus*", "*Larus fuscus* / *Larus michahellis*" y "Anatinae sin identificar".

Esta última denominación incluye todas las anátidas censables (salvo *Anser anser*), y se utiliza cuando se levantan grandes bandos de patos en los que resulta imposible contabilizar cada especie por separado.

La información obtenida, a pesar de sus limitaciones, es considerada de mucho interés, pues pone de manifiesto las tendencias poblacionales de diversas especies de aves acuáticas en Doñana/Marismas del Guadalquivir, y permite relacionar estos resultados con otras variables, tanto naturales como influenciadas en mayor o menor grado por la acción humana. A este respecto, se ha realizado un Proyecto de Investigación a través de otro Convenio entre el Organismo Autónomo Parques Nacionales y el Consejo Superior de Investigaciones Científicas titulado “Reconstrucción de las fluctuaciones poblacionales de las aves de Doñana a lo largo de las tres últimas décadas”, dirigido por un investigador de la Estación Biológica de Doñana, que se basa principalmente en el análisis de los censos aéreos.

Procedimiento en el campo

El censo aéreo debe realizarse durante la mañana, y suele iniciarse entre las 10.00 y las 13.00 hora oficial, dependiendo de las condiciones meteorológicas, fundamentalmente visibilidad y viento. En este sentido, no es posible volar cuando éstas no permiten el despegue, o cuando dichas condiciones impiden realizar estimas razonables de los bandos de aves (lluvia, niebla persistente o fuerte viento). El lugar de despegue y aterrizaje suele ser el aeropuerto de Jerez de la Frontera (Cádiz), aunque por motivos ajenos a nuestra voluntad a veces se despegan de algún otro aeródromo o aeropuerto cercano.

Durante cada censo aéreo se realiza un recorrido establecido de unos 450 kilómetros de longitud, que atraviesa las parcelas/localidades de muestreo, aunque puede variar en las grandes parcelas de marisma transformada (las número 1 y 44 fundamentalmente), ya que pueden necesitar puntualmente un vuelo más detallado dependiendo de su grado de ocupación por las aves, que a su vez suele depender de su grado de inundación. Con la ayuda de un GPS portátil se toman todos los datos relativos al vuelo, que pueden ser tratados mediante un SIG (velocidad, distancia recorrida, itinerario, etc.).

El avión utilizado suele ser una avioneta de cuatro plazas tipo CESSNA 172 (hasta 1993 se utilizó una DORNIER del Ejército del Aire), dotada de ala en posición superior para que no obstruya la visión del único observador. La velocidad de vuelo oscila entre 175 y 200 km/h, dependiendo de la dirección y velocidad del viento. La altura de vuelo nunca es inferior a 40 metros sobre el suelo, ni suele ser superior a 250 metros.

El censador se sitúa en el asiento delantero derecho de la avioneta, con amplia visibilidad hacia el lateral y hacia adelante, dirigiendo, con la ayuda de gestos previamente acordados, los movimientos del avión que realiza el piloto.

En los asientos traseros se sitúan personas que realizan labores complementarias al censo aéreo (estimaciones comparativas, fotografías o videos), u otras labores, como pueden ser el radioseguimiento de aves o mamíferos marcados, la obtención de datos sobre determinadas especies vegetales de interés, etc.

Al principio de cada censo aéreo se toma una fotografía que se repite cada mes de una zona concreta de la marisma (lucio del Membrillo), desde un punto determinado (punto donde la línea recta que une el aeropuerto jerezano con el Palacio de Marismillas cruza el río Guadalquivir), y a una altura constante (2.000 pies), lo que permite obtener imágenes comparativas sobre el estado de inundación de la marisma.

Al sobrevolar cada localidad o sublocalidad concreta, se indica si se censa o no, si tiene agua y cuánta en una escala cualitativa (mucho, poca o muy poca), y se realiza el conteo de las diversas especies detectadas.

Localidades de muestreo

El área de estudio abarca todos los humedales (lagunas y marismas en cualquier grado de transformación) de la margen derecha del río Guadalquivir, así como el sector gaditano del Parque Natural. Se ha dividido en 42 localidades concretas (que forman las parcelas que se indican en la Figura 16), más otras 4 localidades genéricas. Existen algunas localidades que se han subdividido posteriormente cuando incrementaron su importancia ornitológica.

Actualmente, pertenecen al Parque Nacional 28 localidades, y 9 al Parque Natural (ver Tabla 9).

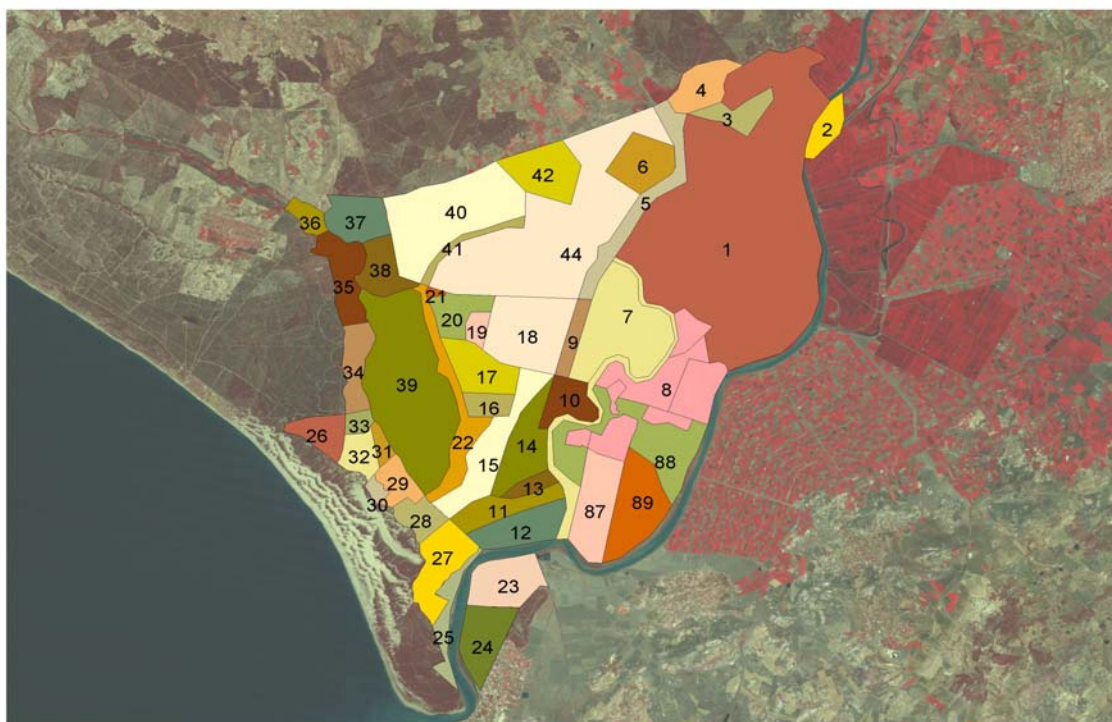


Figura 16. Distribución de las localidades del censo aéreo mensual de aves acuáticas de las Marismas del Guadalquivir. Los nombres se indican en la Tabla 9.

Tabla 9. Localidades del censo aéreo, con su número correspondiente. Parque Nacional de Doñana en rojo, Parque Natural de Doñana en naranja, Reserva Natural Concertada de la Dehesa de Abajo en azul y sin protección específica en negro.

1. Arrozales de Puebla y Villafranco	24. Salinas de Bonanza-Hidalgo
2. Colonia de la Isleta de Puebla	25. Orilla del río, del Caño de Brenes a la Punta del Malandar
3. Brazo de Los Pobres	26. Lagunas de Santa Olalla y Dulce
4. Dehesa de Abajo	27. Lucio del Membrillo
5. Entremuros de Los Pobres	28. Lucios de Vetallengua y Aguas Rubias
6. La Sarteneja	29. De Aguas Rubias al Lucio del Hondón
7. Brazo de la Torre y Cantaritas	30. Lucio del Hondón
8 (también 87, 88 y 89). Lucios de veta la Palma-Isla Mayor	31. Del Caño de La Junquera a veta Carrizosa
9. Lucio del Cangrejo Grande	32. Lucios del Caballero y del Puntal
10. Lucio del Cangrejo Chico	33. Del Puntal al Palacio de Doñana
11. Lucio de los Ánsares	34. Del Palacio a la Algaida
12. Lucios al sur de Los Ánsares	35. De la Algaida a Hato Villa
13. Caño del Buen Tiro	36. Marismas de El Rocío
14. Lucios al Norte del Buen Tiro	37. Matasgordas
15. Caño Travieso	38. De Matasgordas al Caño de Resolimán
16. Lucio de Marilópez Chico	39. Marisma de Hinojos
17. Lucio de Marilópez Grande	40. Marismas del Coto del Rey
18. Los Caracoles	41. Guadiamar Encauzado
19. Lucio del Lobo Chico	42. Arrozal de Hato Blanco
20. Lucio del Lobo Grande	43. Otros arrozales
21. Lucios de la FAO	44. Otros cultivos (no arrozales)
22. Caño del Guadiamar-Parque Nacional	45. Otras Marismas
23. Salinas de Bonanza-Portugueses	46. Otras lagunas, lucios, orilla del río, etc

Calendario y periodicidad

El censo aéreo de aves acuáticas se intenta realizar entre los días 10 y 20 de cada mes, aunque a veces se retrasa por problemas diversos (disponibilidad de avión y/o piloto, meteorología adversa, etc.), e incluso se adelanta por razones técnicas.

Asimismo, se intentan realizar todos los meses desde el año biológico 1979/1980.

Material

- Vehículo para desplazarse al aeropuerto.
- Avioneta (CESSNA 172, 182 o similar).
- Grabadora y cintas de cassettes.
- GPS.
- Cámara fotográfica digital.
- Intercomunicador entre piloto y censador.

Personal

Son imprescindibles un piloto y un censador experimentado. Y ambos deben estar muy coordinados. En la avioneta pueden ir uno o dos ayudantes.

Resultados

Los datos obtenidos en el censo aéreo son volcados tal y como se registraron en la grabadora en unas hojas de trabajo, donde aparecen las localidades y las especies o grupos de especies a censar. Posteriormente se realizan las correspondientes sumas para rellenar la Hoja de Censo, donde se transcriben los totales para cada localidad o sublocalidad. En ésta, además de las localidades censadas y las especies a censar, se especifica la fecha, horario, censador, piloto y acompañantes.

Los censos aéreos se pasan a una base de datos (FOXPRO v 2.5) de la cual se pueden extraer los datos en formato texto u hoja de cálculo, dependiendo de los objetivos del análisis. Los resultados globales correspondientes al periodo 1998/99 hasta la actualidad se pueden consultar en la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www->

rbd.ebd.csic.es/Seguimiento), donde también se encuentran los resultados detallados por localidades de los censos aéreos correspondientes al periodo 2002/03 hasta la actualidad, aunque para tener acceso a esta información se requiere una autorización (claves de usuario y contraseña).

Para el caso de la especie clave focha común, la tabla que se ofrece en la página web recién mencionada como resultado de este protocolo para el seguimiento de la invernada de esta especie, expone la evolución del número máximo estimado de ejemplares en los censos invernales (noviembre-febrero) en Doñana/Marismas del Guadalquivir durante los años 1973/74, 1974/75 y desde 1977/78 hasta el 2004/05. En todos los casos, se indica la fecha y el total de ejemplares para toda el área, así como el número de ejemplares que se encontraban dentro y fuera del Parque Nacional.

Referencias bibliográficas

Amat, J.A. y García, L. 1979. Distribución y fluctuaciones mensuales de aves acuáticas en Andalucía Occidental. Invierno 1977/78. *Doñana, Acta Vertebrata*, 6(1): 77-90.

Buckland, S. T.; Anderson, D. R.; Burnham, K. P.; Laake, J. L.; Borchers, D. L. y Thomas, L. 2001. *Introduction to Distance Sampling: Estimating Abundance of Biological Populations*. Oxford University Press. Oxford, UK.

Tamisier, A. y Dehorter, O. 1999. Camargue, canards et foulques. Fonctionnement et devenir d'un prestigieux quartier d'hiver. Centre Ornithologique du Gard. Nimes.

D.4. Registro ornitológico general y actualización del inventario de aves en Doñana

Asesor científico: Fernando Hiraldo. Estación Biológica de Doñana. Sevilla.

Objetivos

Este seguimiento tiene tres objetivos básicos. El primero es completar y mejorar la base de datos existente donde se informatiza los diarios de campo y el resto de registros ornitológicos generados por personal no adscrito al Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales.

El segundo es la actualización permanente del inventario de aves del Parque Nacional.

Y el tercero es la detección de las posibles modificaciones del status de las especies de aves, ya sea en su situación reproductora como en su status fenológico.

Resultados

Para cumplir el primer objetivo se está llevando a cabo un proyecto titulado “Diseño de un sistema de información integrada para uso científico, gestión y difusión medioambiental en el Parque Nacional de Doñana”, como ya se mencionó en la Tercera Memoria Parcial de este Convenio. Dicho proyecto trata fundamentalmente de poner a disposición de toda persona interesada un sitio web con la información recogida en los Cuadernos de Campo que se han ido confeccionando en Doñana en los últimos 50 años.

Para cumplir el segundo objetivo, el Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales ha publicado hasta la fecha dos anuarios ornitológicos, el nº 0 (García et al., 2000), que incluía un inventario actualizado de las aves de Doñana, y el número 1 (Garrido et al., 2004), que recogía la información ornitológica sobre Doñana correspondiente a los años 1999/2000 y 2000/2001, tanto la generada por el propio Equipo como la recogida por el resto de las

personas interesadas en las aves. Este segundo Anuario recogía, entre otros datos, información referente a 10 especies nuevas para Doñana. Ambos Anuarios se encuentran como informes en la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>).

Además, siendo las aves acuáticas el principal grupo avifaunístico de Doñana, se realiza todos los años el denominado “Informe Anual sobre Aves Acuáticas en las Marismas del Guadalquivir”, que redacta el Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales, y en el que también participan el Parque Nacional y el Parque Natural. Se encuentran accesibles como informes en la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>) los informes correspondientes a siete años biológicos (1997/1998 a 2003/2004), estando próximamente también accesible el de 2004/2005, tras su presentación en el próximo Patronato del Parque Nacional. Y en dichos Informes también se mencionan las modificaciones del mencionado inventario, que posteriormente se verán reflejadas en el Anuario correspondiente.

Para cumplir el tercer objetivo se tiene en cuenta toda la información mencionada en los párrafos anteriores de este punto, así como los censos de aves realizados por el propio Equipo de Seguimiento, y también aquellos estudios o investigaciones que traten sobre este tema.

Referencias bibliográficas

García, L., Ibáñez, F. , Garrido, H., Arroyo, J.L., Máñez, M. y Calderón, J. 2000. *Prontuario de las Aves de Doñana*. Anuario Ornitológico de Doñana, nº 0, Diciembre 2000. Estación Biológica de Doñana y Ayuntamiento de Almonte. Almonte (Huelva).

Garrido, H., Arroyo, J.L., García, L., Ibáñez, F., Máñez, M, y Vázquez, M. (eds.) 2004. *Anuario Ornitológico de Doñana nº 1 (Septiembre 1999-agosto 2001)*. Estación Biológica de Doñana y Ayuntamiento de Almonte. Almonte (Huelva)..

D.5. Situación de las especies de aves catalogadas como amenazadas

Asesor científico: Andy Green. Estación Biológica de Doñana. Sevilla.

Objetivo

El principal objetivo de este seguimiento es conocer la evolución de los efectivos poblacionales en el Parque Nacional de Doñana de las especies catalogadas según el Libro Rojo de las Aves de España (Madroño et al, 2004) como “En peligro crítico” (CR) y “En peligro” (EN) a nivel nacional, así como de la gaviota de Audouin (*Larus audouinii*), por encontrarse entre las especies globalmente amenazadas (BirdLife International, 2000).

El mencionado Libro Rojo asigna la máxima categoría de amenaza (CR) a cinco especies presentes en el Parque Nacional, como son: avetoro común (*Botaurus stellaris*), cerceta pardilla (*Marmaronetta angustirostris*), porrón pardo (*Aythya nyroca*), focha moruna (*Fulica cristata*) y torillo andaluz (*Turnix sylvatica*). Por su parte, sólo cuatro son consideradas “En Peligro” (EN): malvasía cabeciblanca (*Oxyura leucocephala*), águila imperial ibérica (*Aquila adalberti*), milano real (*Milvus milvus*) y fumarel común (*Chlidonias níger*).

En el caso del águila imperial ibérica, el seguimiento de su población en Doñana se realiza en base a un Plan de Manejo especialmente diseñado para la especie, en el que intervienen el Parque Nacional, el Parque Natural y la Estación Biológica, que no se recoge en esta Memoria. El seguimiento del milano real se recoge en el apartado sobre el seguimiento de la reproducción de las rapaces diurnas, mientras que el seguimiento del fumarel común se explica en el apartado sobre el seguimiento de la reproducción de aves acuáticas coloniales.

En la Segunda Memoria Parcial de este Convenio se planteaba el seguimiento de las siete especies restantes, mediante la aplicación de un protocolo para el seguimiento de la población de avetoro común, otro para el seguimiento del

torillo andaluz, otro para las tres anátidas amenazadas y la focha moruna, y un cuarto para la gaviota de Audouin.

No obstante, en la Tercera Memoria Parcial se mencionaba la aprobación de un proyecto específico sobre el torillo andaluz, en el que se aplicarán todos los subprotocolos mencionados en la Segunda Memoria Parcial. Actualmente se está llevando a cabo dicho estudio, que se llama “Proyecto para la prospección de torillo andaluz (*Turnix sylvatica*) en el Parque Natural de Doñana y su entorno”, por lo que no procede incluir este seguimiento en esta Memoria Final.

En el caso del avetoro común, se dispusieron en la página web del Equipo de Seguimiento las fichas de escucha y observación que constituían su protocolo, como se explicaba en la Segunda Memoria Parcial, pero no han sido prácticamente utilizadas, por lo que casi toda la información que se ha conseguido estos años se encuentra en los diarios de campo del personal especializado del Equipo de Seguimiento y del Parque Nacional encargado del seguimiento ornitológico de la marisma natural. Por ello, parece razonable integrar el resultado del seguimiento de esta especie en los Informes Anuales sobre Aves Acuáticas, aunque dándole la importancia que merece, al ser una especie muy amenazada.

En conclusión, a continuación se explicitan los protocolos utilizados para el seguimiento de las tres especies de anátidas amenazadas y de la focha moruna, así como para el seguimiento de la gaviota de Audouin.

El primero de ellos es el protocolo para el censo terrestre de aves acuáticas, que, como su nombre indica, es útil para censar una gran cantidad de especies de aves que utilizan los humedales. Este protocolo se puede usar para varios seguimientos, pero, dada la importancia de los censos invernales, la información global referente a los mismos se incluye en la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>) en el Seguimiento de la Invernada de Aves, aunque el protocolo se exponga en este apartado por ser la primera vez en que debe utilizarse.

El segundo es el protocolo para el censo de aves en la playa y franja litoral, que también sirve para todas las especies que utilizan estos ambientes en una u otra época del año. Al igual que el anterior, se trata de un protocolo útil para diversos seguimientos, y, aunque en este caso concreto son muy importantes los censos durante los pasos migratorios, también lo son los censos invernales, por lo que la información global referente a los mismos se incluye en la página web recién mencionada en el Seguimiento de la Invernada de Aves, aunque, al igual que el anterior protocolo, se exponga en este apartado por ser la primera vez en que debe utilizarse.

D.5.1. Protocolo para el censo terrestre de aves acuáticas

El Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales de la Estación Biológica de Doñana lleva a cabo desde mediados de los años ochenta multitud de censos terrestres de diferentes humedales del área de Doñana y las Marismas del Guadalquivir, en los que se censan todas las aves acuáticas y aquellas otras aves no paseriformes ligadas a los humedales.

Los censos terrestres de aves acuáticas pretenden obtener estimas fiables de las poblaciones de estas aves y de otras especies de aves no paseriformes vinculadas con determinados humedales.

La metodología utilizada en los censos terrestres es el conteo directo de los bandos de aves asentados en cada uno de los humedales considerados, método muy utilizado para el caso de aves acuáticas (Tellería, 1986, Shuterland, 1996). No obstante, se censan todas las aves no paseriformes ligadas a los humedales y el cuervo común (*Corvus corax*).

Los conteos se llevan a cabo desde puntos fijos o realizando un recorrido determinado, lo que depende del tamaño del humedal a censar, de la vegetación existente y de la visibilidad desde los puntos de observación existentes. Si el número de ejemplares de algunas especies de aves es lo suficientemente grande, se utiliza la misma técnica de “aforo” que en el censo aéreo. Hay que tener cuidado, ya que se ha demostrado que los observadores generalmente sobreestiman el número de los bandos formados por unos pocos

cientos de aves, mientras que infravaloran los grandes bandos de miles de ejemplares (Prater, 1979). No obstante, este inconveniente se diluye en gran medida si siempre es un mismo observador el que censa cada humedal, como se suele hacer, ya que cada uno de ellos tiene asignados una serie de humedales. Por otra parte, se sabe que esta metodología no es adecuada para algunas especies, tales como rálidos (excepto fochas) y agachadizas, cuyos ejemplares suelen encontrarse en gran medida escondidos entre la vegetación palustre.

Estos censos son muy útiles, pues, entre otras aplicaciones, sirven para tener una idea precisa del uso que las distintas especies de aves hacen de un determinado humedal o conjunto de humedales de características determinadas (por ejemplo, las lagunas peridunares, o enclaves marismenios manejados). Asimismo, ilustran el proceso de ocupación de nuevos humedales por las aves (caso de las nuevas lagunas originadas por el Proyecto Doñana 2005), y dan una idea de la evolución de las poblaciones de aquellas aves acuáticas que no se censan bien mediante censos aéreos (podicipediformes, ardeidas, larolimícolas, etc.).

Además, gracias a ellos se detectan y puede realizarse el seguimiento de especies amenazadas de anátidas o rálidos que no se pueden localizar en el censo aéreo, tales como cerceta pardilla, porrón pardo, malvasía cabeciblanca y focha moruna, objetos de este Seguimiento en concreto.

Para estas especies se realizan desde hace años cinco censos coordinados a nivel nacional a lo largo del año, que se llevan a cabo hacia mediados de los meses de enero, abril, junio, septiembre y noviembre. Durante dichos censos, además de los humedales del Parque Nacional que se mencionan en el apartado de localidades de muestreo, se prospectan también los humedales del Parque Natural de Doñana, y en muchas ocasiones otras zonas del Parque Nacional de difícil delimitación, pero en las que puedan encontrarse ejemplares de estas especies por tener las condiciones adecuadas en un momento determinado, o porque se conozca la presencia previa de estas especies por observaciones anteriores, tanto de los miembros del Equipo de Seguimiento como de otros observadores.

En estos censos coordinados se intenta observar con detenimiento todas las malvasías localizadas, con el fin de detectar posibles ejemplares de malvasía canela (*Oxyura jamaicensis*) o de híbridos entre ambas especies congénéricas. Asimismo, en los bandos de fochas comunes se intentan visualizar en detalle el mayor número de individuos, con el fin de detectar ejemplares de su congénere amenazado de extinción.

Una vez que se detectan nidos, parejas o individuos con comportamiento reproductor, se procede a su seguimiento por la persona del Equipo de Seguimiento responsable de la zona donde se encuentre, que visitará la localidad con una periodicidad máxima de quince días, y reflejará en su diario de campo todos los datos referentes a estas especies amenazadas.

Localidades de muestreo

Como se comentaba en la Tercera Memoria Parcial, los humedales del Parque Nacional que se están censando mensualmente son los siguientes:

Zona de Protección de La Rocina

Marismas de El Rocío

Lagunas peridunares de la Reserva Biológica

Lucios de la FAO

Lucio del Lobo Grande

Lucio de Marilópez Grande

Lagunas de Los Guayules y de Los Mimbrales

Además de estos humedales, que se encuentran señalizados en el Servidor de Cartografía Digital (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>), también se está censando mensualmente la Finca de Caracoles y todos los humedales del Parque Natural de Doñana susceptibles de albergar ejemplares de estas especies de anátidas amenazada y de focha moruna (Complejo Lagunar de El Acebuche, Marisma Gallega, Hato Blanco Nuevo y Viejo, Entremuros, Brazo de

la Torre, Veta la Palma y Sector Gaditano). Y, como ya se ha comentado, también se visitan eventualmente otras zonas del Parque Nacional donde sea previsible o se conozca la presencia de estas especies gracias al censo invernal o a observaciones diversas (por ejemplo, la vera de Los Sotos y de Marismillas, los lucios de Las Nuevas, etc.).

Calendario y periodicidad

Estos conteos se llevan a cabo todos los meses entre los días 10 y 20 (salvo que se acuerde a nivel nacional realizar los censos coordinados en fechas anteriores por alguna razón). Y, como se ha comentado, se trata de censos mensuales, que se realizan todos los años, a los que puede sumarse el censo de algunas otras zonas durante los meses de censo coordinado si se estima conveniente.

Material

- Vehículo todo terreno.
- Prismáticos 10x42.
- Telescopio 20-60x.
- Pinza de ventanilla para el telescopio.
- Trípode.
- Contador (opcional).
- Fichas de censo y/o cuaderno de campo.

Personal

Para cada humedal es necesario un único observador experimentado, y, es útil, pero no imprescindible, un acompañante que tome nota del censo. No obstante, dada la gran cantidad de humedales a censar en pocos días, realmente se requieren entre tres y cuatro observadores, ya que cada uno de ellos tiene asignados una serie de humedales, y hay que cubrir temporadas de vacaciones, bajas y otras eventualidades.

Resultados

Los datos obtenidos en los censos terrestres son volcados a unas tablas en Excel para su posterior análisis, ya sea por especies, grupos de especies, meses, estaciones, etc. En dichas tablas, que se exponen en la página web del

Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>), se indica, además de las cifras obtenidas para cada especie, el observador y una estimación del nivel del agua del humedal (0=seco; 1=muy bajo; 2=bajo; 3=medio; 4=alto; 5=muy alto).

Para el caso de las anátidas amenazadas y la focha moruna, dichos censos y el seguimiento realizado durante la época de reproducción permiten analizar la evolución de sus poblaciones, así como valorar la eficacia de posibles actuaciones realizadas en el propio Parque o zonas colindantes (adecuación de lagunas manejadas como hábitat de cría, regeneración hídrica de la marisma, etc.), o en todo el área de distribución (control de la malvasía canela, programa de cría en cautividad de la focha moruna, etc.). Los censos coordinados del año 2004/2005 para estas especies se exponen en la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>). Se trata de un libro de Excel, en el que cada hoja corresponde al censo coordinado realizado en el mes que se indica. Para cada uno de ellos se señala especie, fecha, lugar, número de individuos, observaciones (lectura de collares de focha moruna, observación de parejas, etc.) y observador. Igualmente se indican todos los humedales prospectados en cada uno de ellos.

D.5.2. Protocolo para el censo terrestre de aves en la playa y franja litoral

El censo de aves en la playa y franja litoral del Parque Nacional de Doñana pretende obtener estimas fiables de las poblaciones de aves vinculadas con ese ecotono mar-tierra a través del conteo directo (Tellería, 1986, Shuterland, 1996) de los ejemplares sedimentados en la playa y de los que se visualicen en la Zona de Protección del Mar Litoral desde la costa. En el censo se incluyen todas las aves no paseriformes y el cuervo común (*Corvus corax*).

La gaviota de Audouin, especie globalmente amenazada (BirdLife, 2000), sólo aparece en la playa, siendo totalmente excepcionales sus registros en el interior del Parque, por lo que su seguimiento se lleva a cabo a través de este protocolo, que además sirve también para conocer la evolución de las

poblaciones del resto de las especies que utilizan este ecosistema. Los resultados obtenidos en estos censos van a permitir estudiar la evolución mensual del número de ejemplares de aquellas especies que utilizan esta zona durante todo el año, así como la evolución de sus máximos anuales. En este caso se encuentran, además de la gaviota de Audouin, otro buen número de especies, como el ostrero (*Haematopus ostralegus*), el chorlitejo patinegro (*Charadrius alexandrinus*), el correlimos tridáctilo (*Calidris alba*), la gaviota reidora (*Larus ridibundus*), la gaviota sombría (*L. fuscus*), la gaviota patiamarilla (*L. michahellis*), y el charrán patinegro (*Sterna sandvicensis*).

Asimismo, se pueden analizar las tendencias poblacionales en el área de estudio de las especies que utilizan la playa o el mar litoral como zona de invernada, caso del negrón común (*Melanitta nigra*) o del alca común (*Alca torda*), o durante los pasos migratorios, caso de la cerceta carretona (*Anas querquedula*), el charrancito (*Sterna albifrons*) o el fumarel común, por citar los más conspicuos.

Por último, durante estos censos no es excepcional la detección de especies ocasionales o de aquellas otras consideradas rarezas a nivel nacional, por lo que también sirven para completar el inventario de aves del Parque Nacional.

Procedimiento en el campo

El censo se realiza durante la marea baja, generalmente durante la mañana. Se prospecta toda la playa (zona de sustrato arenoso) del Parque Nacional, de sureste a noroeste, comenzando por la Punta de Malandar (en la desembocadura del río Guadalquivir), con el objeto de tener una buena visibilidad.

El censo se lleva a cabo desde un vehículo todo terreno que circula a baja velocidad (10-20 km/h), realizando las paradas que se estimen necesarias para poder identificar y contabilizar los bandos de aves. Generalmente se utiliza como observatorio el propio vehículo, contando con la ayuda de unos prismáticos y un telescopio dotado con una pinza de ventanilla. Ocasionalmente, para observar o detectar aves marinas situadas lejos de la costa, el observador utiliza, como oteadero de altura, el techo del vehículo o las

primeras dunas. Al inicio del censo se toman los siguientes datos, importantes a la hora de valorar la presencia de aves marinas cerca de la costa:

Fuerza del viento: 0=calma, 1=brisa, 2=medio, 3=fuerte, 4=muy fuerte, 5=huracán.

Dirección del viento: según puntos cardinales.

Nubosidad: 0=despejado, 1=nubes dispersas, 2=50% nubes, 3=más del 50% nuboso, pero no cubierto, 4=cubierto, 5=lluvia.

Estado de la mar: 0=mar en calma, 1=mar rizada, 2=marejadilla, 3=marejada, 4=fuerte marejada, 5=mar arbolada/tempestad.

Durante el censo se pueden realizar controles de anillas y otras marcas de lectura a distancia en gaviotas y limícolas, principalmente en gaviota de Audouin.

Localidades de muestreo

El área de estudio (Figura 17) se divide en tres tramos delimitados por puntos claros de referencia: Tramo 1, (Punta de Malandar-Torre Zalabar), que linda con la desembocadura del río Guadalquivir , Tramo 2 (Torre Zalabar-Torre Carbonero), zona intermedia, y Tramo 3 (Torre Carbonero-Empalizada de Matalascañas), colindante con la urbanización.

Calendario y periodicidad

El censo se realiza todos los meses del año, entre los días 10 y 20, dependiendo de que la marea baja se produzca durante las horas de la mañana.

Material

- Vehículo todo terreno.
- Prismáticos 10x42.
- Telescopio 20-60x.
- Pinza de ventanilla para telescopio.
- Trípode.
- Fichas de censo y cuaderno de campo. .

Personal

Un único censador experimentado, aunque es útil, pero no imprescindible, un acompañante que tome nota del censo.

Resultados

Los datos obtenidos en el censo de la playa son volcados a unas tablas en Excel. En dichas tablas, que se exponen en la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>), se indica, además de las cifras obtenidas para cada especie, el observador y una estimación de la fuerza del viento, la dirección del mismo, la nubosidad y el estado de la mar tal y como se ha indicado anteriormente.

Para el caso de la gaviota de Audouin, especie globalmente amenazada (BirdLife International, 2000), se ofrece en la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>) la evolución de los censos máximos anuales desde 1983/84 hasta el pasado año biológico 2004/05.

Referencias bibliográficas

- BirdLife Internacional, 2000. *Threatened birds of the world*. Barcelona and Cambridge, UK: Lynx Edicions and BirdLife Internacional.
- Madroño, A., González, C. y Atienza, J.C. (eds.) 2004. *Libro Rojo de las Aves de España*. Dirección General para la Biodiversidad-SEO/BirdLife. Madrid.
- Prater, A.J. 1979. Trends in accuracy of counting birds. *Bird Study*, 26: 198-200.
- Sutherland, W.J. (ed.) 1996. *Ecological Census Techniques: a handbook*. Cambridge University Press.
- Tellería, J.L. 1986. *Manual para el censo de los Vertebrados Terrestres*. Editorial Raíces. Madrid.

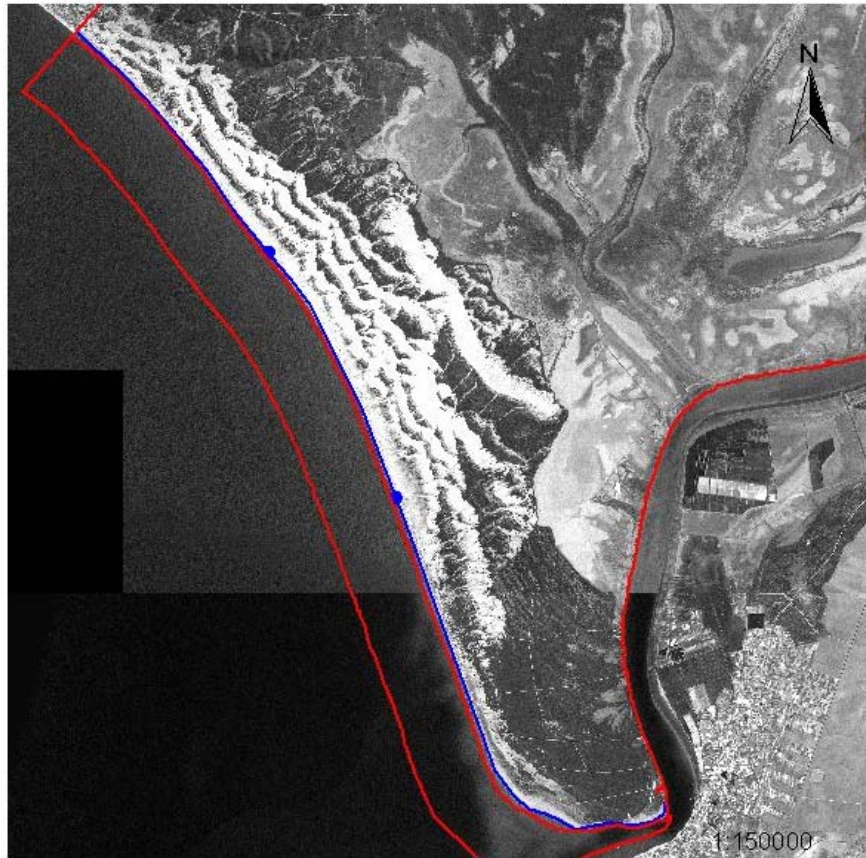


Figura 17. Recorrido (línea azul) para el censo de las aves en la playa y franja litoral. Se indican con punto azul los lugares de la playa que se encuentran a la altura de las torres de Zalabar (punto más meridional) y Carbonero (punto más septentrional), que delimitan los tramos de censo. En rojo se delimita el Parque Nacional y la Zona de Protección del Mar Litoral.

D.6. Seguimiento de las comunidades de passeriformes

Asesor científico: José Luis Tella. Estación Biológica de Doñana. Sevilla.

Objetivos

Este seguimiento pretende estudiar las comunidades de passeriformes nidificantes en el Parque Nacional, así como el paso postnupcial de passeriformes migrantes a través de dicho espacio natural protegido. Por ello, se pueden diferenciar dos grandes grupos de objetivos.

Los objetivos del seguimiento de las comunidades de passeriformes nidificantes son conocer la composición específica y la abundancia de las distintas especies que forman las comunidades de passeriformes nidificantes de las unidades ecológicas del Parque Nacional en las que se sospeche que puedan existir comunidades claramente diferenciadas, y estudiar la evolución de ambas variables. Además, se estima muy interesante conocer la composición actual de la comunidad de passeriformes de la finca de Caracoles (zona marismeña desecada para su uso agrícola) y compararla con la futura, una vez haya finalizado el proceso de restauración ecológica en curso.

El seguimiento del paso postnupcial de passeriformes migrantes tiene como objetivo primordial conocer la evolución a largo plazo de las poblaciones de las diferentes especies de este orden de aves que utilizan Doñana durante la migración postnupcial hacia sus cuarteles de invernada. Otros objetivos secundarios son el seguimiento de las especies de passeriformes residentes que utilizan la zona de estudio durante la mayor parte del año, así como la detección de especies de passeriformes consideradas raras o escasas y que, mediante otros métodos distintos al anillamiento científico, tales como la observación directa, resultan muy difíciles de detectar.

D.6.1. Protocolo para el seguimiento de las comunidades de paseriformes nidificantes

Las comunidades de paseriformes nidificantes del Parque Nacional de Doñana se van a estudiar a través de una serie de transectos lineales, método especialmente indicado para el estudio de comunidades de paseriformes, y sobre todo en hábitats abiertos (Tellería, 1986; Sutherland, 1996), que son los más habituales en el Parque Nacional.

Teniendo en cuenta los objetivos mencionados, y la información previa con la que se cuenta, se han seleccionado un determinado número de grandes ecosistemas o unidades ambientales en los que, a priori, parecen existir diferentes comunidades de paseriformes, como son los seis siguientes: bosques de ribera, vera, monte negro, monte blanco-sabinar, pinar y marisma alta (almajal).

Para estudiar las comunidades de paseriformes del bosque de ribera se ha diseñado un transecto que recorre un tramo de la margen derecha del arroyo de La Rocina, donde se encuentra uno de los bosques de ribera, ecosistema en regresión en toda España, mejor conservados de Andalucía (Ibero, 1996).

Además, dentro del Parque Nacional se encuentran otros dos bosques de ribera en buen estado en los tramos finales de los arroyos de Soto Chico y Soto Grande (desde la actual vía pecuaria a la marisma), pero la existencia de una pareja de águila imperial ibérica en la zona desaconseja realizar en ellos cualquier estudio. No obstante, la actuación número 1 del Proyecto Doñana 2005 ha restaurado ambos arroyos aguas arriba del punto mencionado (Doñana 2005, 2002). Por ello, es una ocasión inmejorable para estudiar la composición actual de la comunidad de paseriformes nidificantes y su evolución en el tiempo en dicha zona, donde es previsible que la escasa vegetación actual vaya evolucionando hacia un bosque de ribera similar al que ya existe aguas abajo, por lo que se ha diseñado un transecto para cada arroyo.

Para estudiar el ecosistema de sabinar-monte blanco se ha diseñado un transecto que discurre por una zona de transición entre un sabinar en paleoduna (nave) y el monte blanco colindante (Montes *et al.*, 1992).

Por su parte, el transecto que representa el ecosistema de monte negro sigue un borde entre lo que Montes *et al.* (1992) consideran brezal xerófilo (*Erica scoparia*, *Calluna vulgaris*)/Aulagar (*Ulex australis*) en planicie interdunar, y una mancha de brezal higrófilo con *Erica ciliaris* y *Ulex minor*.

El transecto de la vera se localiza dentro de este ecotono en la Reserva Biológica de Doñana, y en él se ha considerado la inclusión de zonas con alcornoques, aunque son menos numerosos que en la Pajarera, donde obviamente no puede realizarse el transecto por motivos de conservación.

Para estudiar la comunidad de paseriformes del pinar se eligió una zona del Pinar de Marismillas, área donde este ecosistema se encuentra más desarrollado dentro del Parque Nacional (Costa, 1986). El transecto discurre por una masa arbórea de *Pinus pinea* acompañada de una cubierta arbustiva de *Juniperus phoenicea*, *Pistacia lentiscus* y *Myrtus communis*, en la que también tienen importancia, desde el punto de vista faunístico, las especies trepadoras tales como *Smilax aspera* y *Rubus ulmifolius*.

En cuanto a los paseriformes marismeños, sólo se va a estudiar la comunidad nidificante en lo que Valverde (1960) denominaba “Marisma seca”, y Amat *et al.* (1979) “marisma de almajo” es decir, la marisma donde domina el almajal, ya que se trata del ecosistema más terrestre de todos los que forman la marisma (exceptuando vetas y vetones), que sólo suele inundarse durante los meses invernales. No obstante, las zonas más bajas, en las que acompañan al almajo plantas típicas de la marisma baja, fundamentalmente candilejo (*Juncus subulatus*), el agua puede durar hasta bien avanzada la primavera.

El primer autor ya mencionaba entre la fauna de la “marisma seca” las dos terreras (*Calandrella rufescens* y *C. brachydactyla*) y la calandria (*Melanocorypha calandra*), y comentaba que la fauna que allí se asienta se parece a la de la estepa cerealista. También mencionaba a la lavandera boyera (*Motacilla flava*) como especie muy común en este tipo de marisma, y Amat

(1998) la encuentra nidificando tanto en almajal seco como todavía con agua. Por todo ello, para el estudio de la comunidad de aves marismeñas se han diseñado dos transectos en esta marisma seca o de almajo.

Por el contrario, Valverde (1960) no incluye ningún paseriforme en lo que denomina “marisma encharcada” (marisma de castañuela y bayuncales). No obstante, las áreas marismeñas con carrizos y enneas dentro del Parque Nacional han incrementado bastante su superficie en los últimos años gracias a las medidas de protección de que han sido objeto (lucios de la FAO, Juncabalejo, Chujarro), lo que ha propiciado su colonización por prósperas colonias de Ciconiformes, lo que desaconseja por ahora el estudio de la comunidad de paseriformes allí instalada. No obstante, se sabe que en bayuncales maduros y carrizales se asienta una comunidad de paseriformes de interés, formada principalmente, y por orden de importancia, por carricero tordal (*Acrocephalus arundinaceus*), buitrón (*Cisticola juncidis*), buscarla unicolor (*Locustella luscinioides*) y carricero común (*Acrocephalus scirpaceus*), que podría ser objeto de estudio en el futuro.

Además, conociéndose que se iba a llevar a cabo un proceso de restauración ecológica en Caracoles gracias al Proyecto Doñana 2005, se ha estudiado su comunidad de paseriformes antes del inicio de las obras, durante las primaveras de 2003 y 2004, y parece muy conveniente seguir este estudio durante y tras las transformaciones, para evaluar la actuación desde el punto de vista de este grupo de aves.

Procedimiento en el campo

En todos estos transectos se establecen tramos de 100 metros de longitud. Todos los transectos son realizados por una misma y única persona, que los recorre andando al paso. Se deben hacer a primera hora de la mañana. Las condiciones meteorológicas deberán ser de ausencia de lluvia, niebla o viento fuerte.

Cada transecto se transcribe en una planilla, en la que se indica el nombre, la fecha, el observador, la hora de inicio, la hora de finalización, la unidad ambiental, el nivel de inundación general, la fuerza del viento (0=calma,

1=brisa, 2=medio, 3=fuerte, 4=muy fuerte, 5=huracán), y la nubosidad (0=despejado, 1=nubes dispersas, 2=50% nubes, 3=más del 50% nuboso, pero no cubierto, 4=cubierto, 5=lluvia).

Para cada contacto se anota la especie, el tramo, el número de individuos (separando machos y hembras si es posible) y si el/los individuo/s estaban posados o en vuelo en el momento del avistamiento. Si estaban posados, se mide la distancia en línea recta entre el observador y el pájaro (o el lugar donde estaba posado si echó a volar tras el avistamiento) mediante un telémetro láser, y se estima el ángulo de avistamiento mediante un semicírculo graduado y un hilo. Por el contrario, para aquellos individuos o bandos que son detectados en vuelo, y siguen su ruta, se consideran en la ficha anotando un “Sí” en la columna denominada “¿Vuela?”, y no se estima la distancia ni el ángulo de avistamiento. Por ello, estos ejemplares detectados en vuelo sólo serán tenidos en cuenta a la hora de calcular abundancias relativas, pero no densidades absolutas. La planilla también tiene una columna de comentarios.

Localidades de muestreo

Se han diseñado tres transectos en bosques de ribera (Figura 18). El transecto que recorre La Rocina nace en la intersección de la carretera que va desde la casa de La Rocina hasta el Palacio del Acebrón con el arroyo del Zorro, recorre la margen izquierda de dicho arroyo hasta su desembocadura en La Rocina, sigue el cauce de ésta aguas arriba por su margen derecho, y sube por la margen derecha del arroyo de Bernabé, finalizando donde éste cruza la carretera antes mencionada. El de Soto Chico recorre toda la longitud de este arroyo desde su cruce con la vía pecuaria hasta el límite del Parque Nacional, siguiendo su cauce aguas arriba. Por su parte, el de Soto Grande se inicia en el cruce con el mismo viario, siguiendo el cauce aguas arriba, para recorrer posteriormente los dos arroyos que alimentan a Soto Grande.

Los transectos diseñados en el sabinar-monte blanco, en el monte negro y en la vera se encuentran en la Reserva Biológica de Doñana (Figura 19). El primero de ellos discurre por la zona del Sabinar del Marqués. El que discurre por el monte negro sale del alcornoque de Las Monjas y se dirige hacia la raya

del Caño de La Raya. Y el que representa la vera se localiza entre el Caño de la Raya y La Fresneda.

El transecto que atraviesa el pinar se encuentra en Marismillas (Figura 20): Sale de los Llanos de Velázquez y se dirige hacia el noroeste por un pequeño camino que discurre entre el pinar.

Para el estudio de la comunidad de aves marismeñas se han diseñado dos transectos en marisma natural y uno en Caracoles (Figura 21). El primero de ellos discurre por el almajal localizado al sur del Caño de Resolimán (Marisma de Hinojos), y el segundo se encuentra situado al sur de la FAO, en la Reserva Biológica de Guadimar, donde atraviesa zonas de almajo y alguna pequeña quebrada Y para Caracoles se ha diseñado un transecto que atraviesa el cauce del Caño Travieso.

Todos estos transectos también se encuentran en el Servidor de Cartografía Digital (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

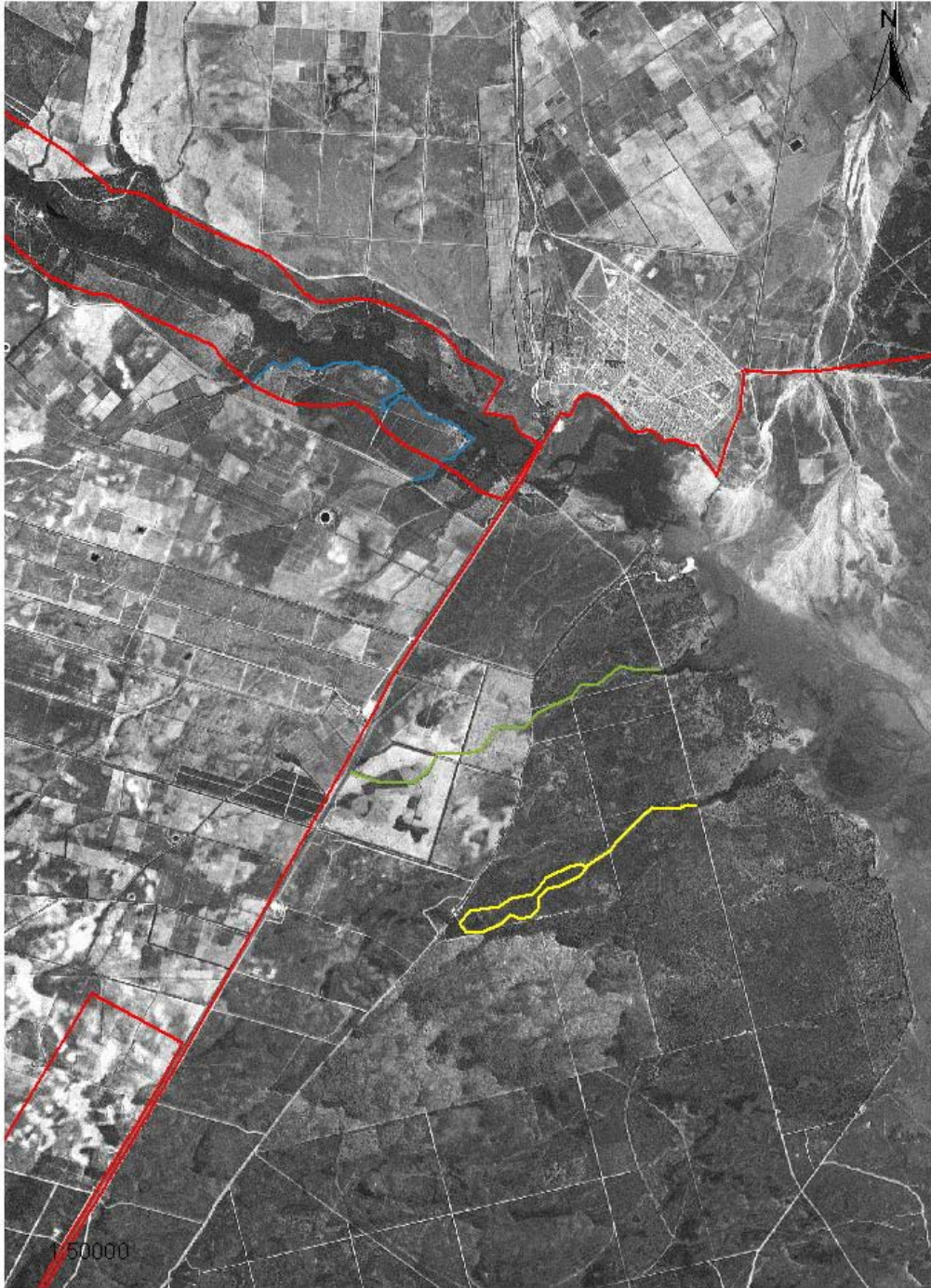


Figura 18. Situación de los transectos para paseriformes diseñados en bosques de ribera. Color azul: La Rocina; color verde: Soto Chico; y color amarillo: Soto Grande.



Figura 19. Situación de los transectos para passeriformes diseñados en sabinar-monte blanco (amarillo), monte negro (rosa) y vera (morado).

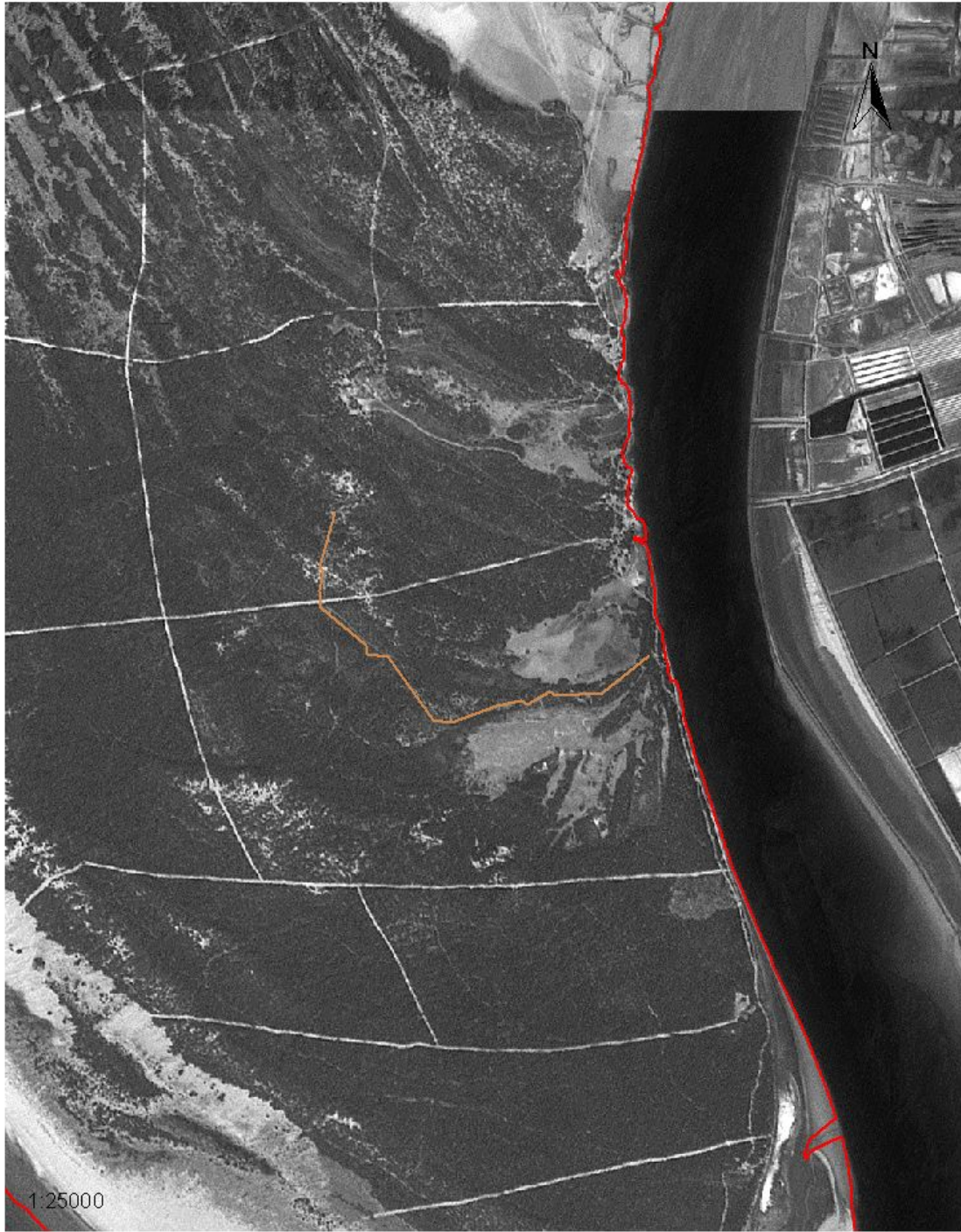


Figura 20. Situación del transecto (línea parda) para passeriformes diseñado en pinar.



Figura 21. Situación de los transectos para passeriformes diseñados para estudiar la comunidad de marisma alta. Color beige: zona cercana al Caño de Resolimán en la Marisma de Hinojos; color fucsia: Reserva de Guadiamar; y color verde: Caracoles.

Calendario y periodicidad

Cada transecto se efectúa si se considera necesario dos veces a lo largo del período reproductivo (abril-mayo y mayo-junio), para poder obtener información de todas las posibles especies nidificantes, tanto de aquellas que suelen criar

tempranamente como de aquellas otras que suelen iniciar su periodo reproductor en fechas más tardías.

Material

- Vehículo todo terreno para llegar al punto de inicio del transecto
- Prismáticos.
- GPS.
- Telémetro láser.
- Tablilla con un cordel.
- Semicírculo graduado
- Planilla de transecto de paseriformes y lápiz.

Personal

Un observador experimentado.

Resultados

Los datos de los transectos se informatizan en una hoja de cálculo Microsoft Excel, donde, por trigonometría, se calcula la distancia perpendicular de cada contacto a la línea de avance del transecto. Posteriormente se han obtenido las abundancias relativas de cada especie para cada uno de los muestreos realizados, expresada como Índice Kilométrico de Abundancia (IKA) mediante el control de la longitud (Tellería, 1986). Para aquellas especies en las que el número de contactos lo permita, se pueden obtener estimas de densidades y funciones de detectabilidad específicas aplicando el programa DISTANCE (Buckland *et al.*, 2001).

Los resultados que se ofrecen en la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>) son los IKAs de todas las especies de paseriformes detectadas en los dos muestreos primaverales realizados para cada uno de los transectos comentados, agrupados tal y como se han comentado en el capítulo de localidades y como se estudiaron en la Tercera Memoria Parcial de este Convenio. Es decir, los tres transectos de bosques de galería, los tres de zonas de arenas estabilizadas en la Reserva Biológica, el de pinar de Marismillas, y los tres de marisma.

D.6.2. Protocolo para el seguimiento del paso postnupcial de passeriformes migrantes

Este seguimiento se realiza mediante una estación fija de captura, que se encuentra en Manecorro, en el extremo noroeste del Parque Nacional, justo al borde de la Marisma de El Rocío. Al estar la localidad de anillamiento cercana al núcleo urbano de El Rocío, es fácilmente accesible por parte de los participantes de la campaña, que se alojan en la aldea.

Procedimiento en el campo

Se utilizan 21 redes japonesas, que se colocan en el mismo lugar año tras año para que el esfuerzo de captura sea constante. De ellas, 7 se localizan en la zona alta y 14 en la baja (ver “Localidad de muestreo” y Figura 22). Las redes se colocan y retiran todos los días (para evitar robos), y permanecen abiertas desde el amanecer hasta el atardecer, siendo revisadas cada hora. Si las condiciones meteorológicas son adversas (viento muy fuerte, lluvia, niebla persistente, calor excesivo), las revisiones se hacen con una frecuencia superior, llegándose a cerrar las redes si se prevé que las aves pueden sufrir algún percance. Todas estas circunstancias se recogen en una planilla de actividad diaria. Igualmente, con cierta periodicidad hay que podar y recortar parte de la vegetación de la zona, para que las condiciones del hábitat se mantengan lo más constantes posible.

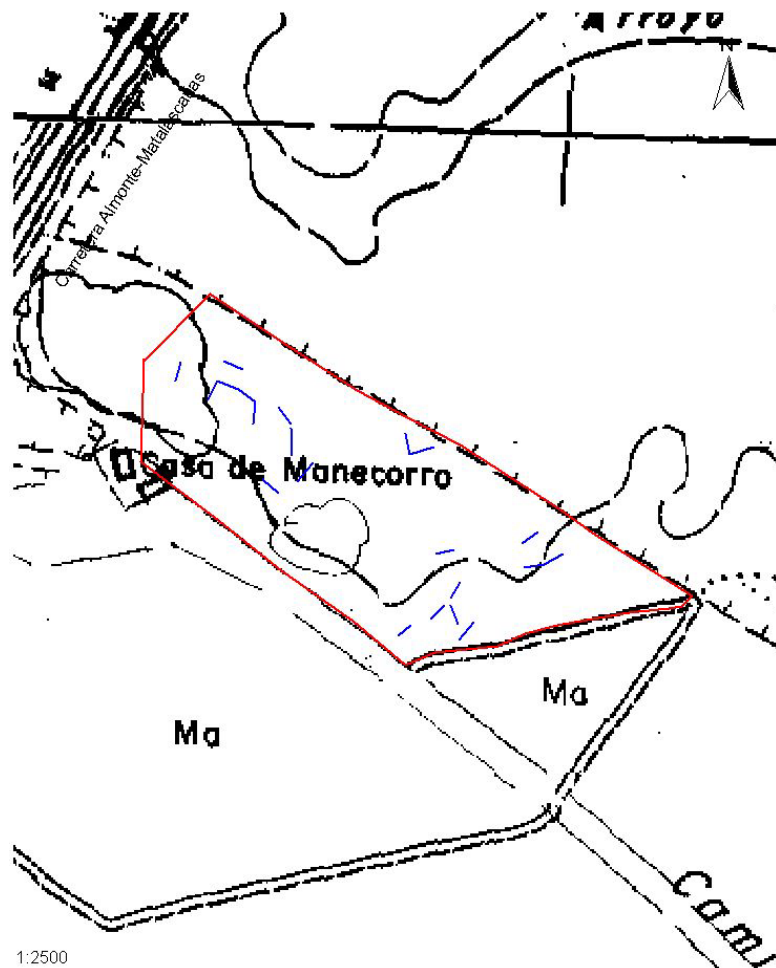


Figura 22. Área de estudio (polígono rojo) y posición de las redes (líneas azules) en la estación fija de captura de Manecorro. Se observan siete redes en la parte alta (por encima de la curva de nivel) y 14 en la parte baja (por debajo de la misma).

La toma de datos se hace siguiendo las indicaciones del Manual of Field Methods, revised edition (Bairlein, 1995), manual que ha sido utilizado por todas las estaciones de anillamiento, incluida ésta, que participaban en el European-African Songbird Migration Network. Una vez atrapadas, se realiza la toma de datos de cada espécimen. En dicho manual se recogen dos niveles de datos, un primer nivel obligatorio y un segundo nivel, voluntario. En nuestro caso se ha considerado interesante tener en cuenta ambos niveles, y, si se estima interesante y las circunstancias lo permiten, se hace ficha de muda.

La ficha de primer nivel recoge el número de anilla, status de trampeo (Primera captura, recaptura, control), especie, fecha, hora, número de red, edad, sexo, muda, longitud de la octava primaria, longitud del ala, peso, grasa, músculo y anillador. La ficha de segundo nivel, además de los datos esenciales (anilla,

especie, fecha y anillador) incluye longitud de tarso y el contorno alar. Posteriormente se libera al ave con la mayor celeridad. Para recabar toda esa información se cuenta con la ayuda de la bibliografía de consulta pertinente (Baker, 1995; Jenni y Winkler, 1994; Martínez *et al.*, 2002; Prater *et al.*, 1977; Svensson, 1992 y 1996).

Localidad de muestreo

La zona de Manecorro se trata de un trozo de ecotono cotos-marisma, que presenta dos zonas colindantes bien diferenciadas (Figura 22). La más alta, de sustrato arenoso, tiene arbolado y matorral mediterráneo (*Pinus pinea*, *Quercus suber*, *Pyrus bourgeana*, *Rhamnus oleoides*, *Pistacia lentiscus*, *Quercus coccifera*, *Rubus ulmifolius* y *Smilax aspera*). La más baja (inundable en inviernos lluviosos), posee sauces (*Salix atrocinera* y *S. fragilis*), fresno (*Fraxinus angustifolia*) y arraclán (*Frangula alnus*) y gran variedad de helófitos marismieños (*Iris pseudocarus*, *Sparganium erectum*, *Scirpus lacustris*, *Typha sp.*, *Scirpus maritimus*, *Carex lusitanica* y *Juncus sp.*). Esta gran diversidad de vegetación hace que sea la mejor zona conocida para capturar el mayor número de especies de paseriformes, superior a otras zonas usuales de anillamiento, como el bosquete del laboratorio Luis Bolín, en la vera de la Reserva Biológica, o los Llanos de La Plancha (Marismillas), en el borde del río Guadalquivir.

Calendario y periodicidad

La campaña comienza el 1 de septiembre y finaliza el 7 de noviembre, por lo que la mayor parte del paso postnupcial queda comprendido en ella. Quizás en un futuro se podría plantear ampliarla desde mediados de agosto hasta finales de noviembre, con lo que se alcanzaría un control casi completo del paso postnupcial por la zona. Se realiza todos los años.

Material

Para desarrollar este seguimiento se necesita: una choza, que funciona como base de la estación de anillamiento; una casa para alojar a los participantes en la campaña; vehículo todo terreno para los desplazamientos entre la casa y la

estación; material de papelería; mochilas y caja de herramientas para transportar el material; ordenador portátil para introducir los datos a la vez que se toman en el campo; botas de agua cortas, altas y vadeadores; y linternas frontales.

Como material de captura se utilizan redes japonesas de malla de 16mm., de 2,40 m. de altura por 12 m. de longitud, y con 5 bolsas (cada una de 20cm. de profundidad). Además, para la colocación de las redes se requieren tubos de 4 m. de altura, tubos pequeños, argollas, mosquetones y cuerdas. Y para recoger las aves son precisas bolsas colectoras.

Como material de anillamiento y toma de datos biométricos se necesitan alicates de anillamiento y para abrir anillas, reglas de tope de 30 cm., reglas para medir el contorno alar, reglas sin tope para medir la cola, calibres, balanza digital, dinamómetros y lupas.

Personal

El coordinador de la campaña debe ser un anillador experto y al menos debe haber otro anillador experto voluntario cada día, para turnarse con el anterior en la estación de anillamiento. Ambos deben estar asistidos diariamente por al menos cuatro ayudantes voluntarios.

Resultados

Debido a la gran cantidad de datos que se toman a cada ave capturada, hay múltiples análisis que pueden ser llevados a cabo, comentándose a continuación los más usuales.

Como esta metodología se viene aplicando en la misma localidad y de la misma forma desde 1994, ya se poseen datos de 12 años, que totalizan más de 48.000 capturas. Con toda esta gran cantidad de información, se puede intentar ver si se observan tendencias en la evolución a largo plazo del número de capturas de algunas especies, al menos de aquellas con un mayor volumen de datos. En la Tercera Memoria Parcial de este Convenio ya se comentaba

algún ejemplo en el que se observaban estas variaciones, sin que el número total de capturas haya sufrido variaciones importantes.

Otro de los aspectos más básicos e importantes es registrar la fenología migratoria de las distintas especies que utilizan Doñana durante el paso postnupcial. Tras una larga serie de años se consigue afinar el patrón fenológico de cada especie que atraviesa la zona, pudiéndose constatar cuáles son los periodos de llegada, estancia y partida de dichas especies.

Otra variable que se puede analizar es el periodo de estancia media de las aves en la zona adquiriendo grasa, que posteriormente utilizarán como combustible durante la continuación del viaje a las zonas de invernada en África tropical. Esta escala o parada intermedia en el viaje migratorio, realizada en lugares apropiados para adquirir grasa, se denomina “*stopover*” y es de gran interés analizar la importancia de Doñana como zona de “*stopover*” para los paseriformes migratorios con métodos de análisis de captura y recaptura.

También se puede evaluar si existe migración diferencial entre las distintas poblaciones de una misma especie, lo que en algunos casos se puede observar mediante las recapturas de aves previamente anilladas en sus lugares de origen, o bien teniendo en cuenta las diferenciaciones morfológicas que caracterizan a las diferentes poblaciones. Esta migración diferencial también puede darse entre sexos o clases de edad en la misma población de una misma especie.

Los resultados que se muestran en la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>) son los principales datos obtenidos durante la última campaña, correspondiente al año 2005, en los que se indica para cada especie el número de anillamientos, recapturas y controles. Asimismo, se ofrecen las capturas totales obtenidas en Manecorro durante todas las campañas realizadas, desde el otoño de 1994 hasta el del año 2005.

Referencias bibliográficas

- Amat, J.A. 1998. Nesting biology of the Yellow Wagtail *Motacilla flava* in Southwestern Iberia. *Ardeola*, 45 (1): 83-85.
- Amat, J.A.; Montes, C.; Ramírez, L. y Torres, A. 1979. *Parque Nacional de Doñana. Mapa ecológico*. ICONA. Ministerio de Agricultura.
- Bairlein, F. (comp.) 1995. European-African Songbird Migration Network. Manual of Field Methods, revised edition. European Science Foundation.
- Baker, K. 1993. *Identification Guide to European Non-Passerines*. BTO Guide 24. British Trust for Ornithology. Thetford.
- Buckland, S. T.; Anderson, D. R.; Burnham, K. P.; Laake, J. L.; Borchers, D. L. y Thomas, L. 2001. *Introduction to Distance Sampling: Estimating Abundance of Biological Populations*. Oxford University Press, Oxford, UK.
- Costa, L. 1984. Composición de la comunidad de aves en pinares del Parque nacional de Doñana (suroeste de España). *Doñana, Acta Vertebrata*, 11(2): 151-183.
- Doñana 2005, 2002. *Dossier de Trabajo. Proyecto Doñana 2005*. 8ª Reunión de la Conferencia de las Partes Contratantes en la Convención sobre los Humedales (Ramsar, Irán 1971). Valencia, 18-26 Noviembre 2002.
- Ibero, C. 1996. Ríos de vida. La conservación de las riberas fluviales en España. SEO/BirdLife.
- Jenni, L. and Winkler, R. 1994. *Moult and Ageing of European Passerines*. Academic Press. London.
- Martínez, J.A., Zuberogoitia, Í. y Alonso, R. 2002. Rapaces Nocturnas. Guía para la determinación de la edad y el sexo en las Estrigiformes ibéricas. Monticola Ed. Madrid.

- Montes, C., Borja, F., Bravo, M.A. y Moreira, J.M. (coords.) 1998. *Reconocimiento Biofísico de Espacios Naturales Protegidos. Doñana: Una Aproximación Ecosistémica*. Consejería de Medio Ambiente. Junta de Andalucía. Sevilla.
- Prater, A.J., Marchant, J.H. and Vourinen, J. 1977. *Guide to the identification and ageing of Holarctic Waders*. BTO Guide 17. British Trust for Ornithology. Thetford.
- Sutherland, W.J. (ed.) 1996. *Ecological Census Techniques: a handbook*. Cambridge University Press.
- Svensson, L. 1992. *Identification Guide to European Passerines*, 4th edition. Stockholm.
- Svensson, L. 1996. *Guía para la Identificación de los Passeriformes Europeos*. Primera edición en castellano revisada y ampliada. Madrid.
- Tellería, J.L. 1986. *Manual para el censo de los Vertebrados Terrestres*. Editorial Raíces. Madrid.
- Valverde, J. A. 1960. Vertebrados de la Marisma del Guadalquivir. *Archivos del Instituto de Aclimatación de Almería*, 9: 1-168.

D.7. Seguimiento de la nidificación de las aves en el Parque Nacional de Doñana

D.7.1. Seguimiento de la reproducción de las aves acuáticas no coloniales

Asesor científico: Andy Green. Estación Biológica de Doñana. Sevilla.

Objetivos

Este seguimiento pretende obtener abundancias relativas de nidos de aves acuáticas no coloniales, fundamentalmente dos rálidos, focha común (*Fulica atra*), que tiene seguimiento propio como especie clave, y calamón común (*Porphyrio porphyrio*). No obstante, también sirve para otras especies menos abundantes, como somormujo lavanco (*Podiceps cristatus*) y zampullín chico (*Tachybaptus ruficollis*), e incluso se pueden obtener datos de algunas anátidas y de focha moruna o cornuda (*Fulica cristata*).

Para ello se va a realizar este seguimiento a través del **Protocolo D.3.4.1**, ya expuesto al hablar del seguimiento de la especie clave focha común. Este rálido es la especie que aparece con mayor frecuencia en todos los transectos realizados, al menos en el año 2004 (las pésimas condiciones hídricas durante la primavera de 2005 impidieron la cría de todas estas especies).

Resultados

En la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>) se muestran como resultados sendas tablas, donde se indican las abundancias relativas de nidos de calamón común y somormujo lavanco en 2004, expresadas como Índice Kilométrico de Abundancia (IKA), o número de nidos vistos por kilómetro recorrido para cada una de las unidades ambientales consideradas dentro de cada transecto. Sólo se indican los IKAs obtenidos en el muestreo de cada uno de los transectos en el que se detectó un mayor número de nidos para cada una de las especies.

D.7.2. Seguimiento de la reproducción de las aves acuáticas coloniales.

D.7.2.1. Seguimiento de las Ciconiformes nidificantes en la Pajarera de la Reserva Biológica de Doñana

Asesor científico: Juan Calderón. Estación Biológica de Doñana. Sevilla.

Objetivos

El censo de la famosa Pajarera (y, por extensión, de cualquier colonia de Ciconiformes asentado sobre árboles), tiene como objetivo principal estimar anualmente las poblaciones nidificantes de las diferentes especies de Ciconiformes reproductoras de este enclave tan singular del Parque Nacional de Doñana, y conocer su evolución a lo largo de los años. Asimismo, un objetivo secundario es obtener una estima del éxito reproductor, sobre todo de las especies de mayor tamaño.

Las especies a censar en la Pajarera son: martinete común (*Nycticorax nycticorax*), garcilla cangrejera (*Ardeola ralloides*), garcilla bueyera (*Bubulcus ibis*), garceta común (*Egretta garzetta*), garza real (*Ardea cinerea*), cigüeña blanca (*Ciconia ciconia*) y espátula común (*Platalea leucorodia*). En 1998 se registró, por primera y única vez hasta la fecha, un nido de garceta grande (*Egretta alba*), mientras que en algunas ocasiones se han detectado individuos de garceta oscuros [garceta dimorfa (*Egretta gularis*) o fase oscura de garceta común].

D.7.2.1.1. Protocolo para el censo de las aves acuáticas reproductoras de la Pajarera de la Reserva Biológica de Doñana

Este protocolo se circunscribe a la llamada Pajarera de la Fuente del Duque, situada en la vera de la Reserva Biológica de Doñana, entre el Palacio de Doñana y Martinazo. Dicho censo presenta un buen número de inconvenientes,

producto de las limitaciones que impone la fisonomía del lugar, la falta de visibilidad de parte de la colonia, la presencia de especies altamente sensibles en la zona, como el águila imperial ibérica (*Aquila adalberti*), y las propias de la colonia, que impiden el acercamiento.

Procedimiento en el campo

El censo de la Pajarera se realiza desde una serie de puntos de observación, que se encuentran básicamente en un camino que transcurre paralelo a la colonia por su lado oeste, en la zona de arenas estabilizadas. No obstante, al incrementarse la presencia de nidos en grupos de álamos próximos al borde de la marisma, se han establecido otros puntos de observación en el carril que discurre por la marisma, al este de la Pajarera, aunque éste puede encontrarse inundado durante el censo, por lo que a veces es necesario ayudarse de un caballo o una pequeña embarcación para transportar el material de censo. Cada árbol (en el caso de *Quercus suber*) o grupo de árboles (en el resto de las especies) está numerado y se censa de forma separada con la ayuda de un telescopio.

Se toman los siguientes datos para cada especie:

Nido ocupado por un adulto, cuyo contenido no se puede observar.

Número total de nidos con adulto incubando.

Número total de nidos con pollos. Se tiene en cuenta el número de pollos visibles y dos clases de edad, pollos “-“ o con plumón (de 0 a unos 10 días de edad) y pollos “+” o emplumándose (desde los 10 días de edad en adelante).

Número de pollos volantones fuera de nidos.

Número de adultos posados fuera de los nidos.

En septiembre, cuando las aves han abandonado la Pajarera, se realiza el conteo de nidos por árbol. Se revisan uno por uno los alcornoques y los diversos grupos de álamos, y se apunta en una ficha los siguientes datos:

Especie arbórea.

Número de identificación.

Cobertura foliar, utilizando la siguiente escala: 0=rbol seco; 1=prácticamente seco pero con algunas hojas; 2=por debajo del 50% de cobertura foliar; 3=aproximadamente el 50% de cobertura foliar; 4=más del 50% de cobertura foliar; 5=cobertura foliar completa

Número de nidos grandes, mayores de 40 cms. de diámetro.

Número de nidos pequeños, menores de 40 cms. de diámetro.

Número de nidos caídos, tanto grandes como pequeños.

Restos de aves bajo la copa del árbol.

Cualquier observación pertinente.

Localidad de muestreo

Reciben la denominación local de “Pajareras” las asociaciones de diversas especies de Ciconiformes para su reproducción. La primera referencia escrita de la “Pajarera” de Doñana data de 1770, año en el que se cita una gran colonia de Ciconiformes establecida en la Laguna de Santa Olalla (Granados, 1987); posteriormente existe un nuevo registro que la sitúa durante 1871-1912 en las lagunas de Santa Olalla y el Taraje (Aguilera y Sañudo, 1986). De allí pasó a ocupar los alcornoques de Fuente del Duque hacia 1920, y, tras otro vacío de información, se sabe que en 1947 ocupan por primera vez La Algaida, donde se realiza el primer censo en 1952 (Bernis y Valverde, 1952), y pocos años después ya se da a conocer internacionalmente su importancia (Mountfort, 1958). La Pajarera permaneció en La Algaida hasta 1966, aunque desde 1963 ya se encontraban algunos núcleos más al sur, en la vera (ecotono entre las arenas estabilizadas y la marisma) de la actual Reserva Biológica. Desde 1965 ya sólo se encuentra en dicha zona, entre el Palacio y Martinazo.

Calendario y periodicidad

Se realiza un censo cada mes durante todo el período reproductor, que puede durar de febrero a agosto, aunque depende de las condiciones ambientales de

cada año. Y en septiembre se realiza el conteo de nidos por árbol, cuando ya no hay aves criando.

Material

- Vehículo todo terreno.
- Telescopio 20-60x.
- Trípode.
- Prismáticos 10x42.
- Fichas de censo.
- Barca de fondo plano (opcional) y caballo (opcional).

Personal

Un observador experimentado, que puede estar asistido por un ayudante, que puede dedicarse a la lectura de anillas, fundamentalmente de espátula común y cigüeña blanca.

Durante el conteo de nidos de septiembre es necesario, además del observador experimentado, el concurso de 8-10 voluntarios, que trabajarán por parejas, uno obteniendo la información y otro apuntando.

Resultados

Los resultados obtenidos se pasan a una Hoja Resumen Anual por Especie, en la que se transcriben los datos anteriormente mencionados para obtener el número de parejas por árbol o grupo de árboles en los diferentes censos realizados. En el caso de las tres especies de mayor tamaño (espátula común, garza real y cigüeña blanca), también se pasan a otra hoja similar el número de parejas observadas con pollos en los nidos, por árbol y censo. Igualmente se transcriben en una hoja adicional el número total de adultos y de pollos fuera de los nidos vistos en cada censo. A partir de las dos primeras hojas mencionadas se estiman para todas las especies dos parámetros:

Máximo de parejas reproductoras en un solo censo: se suma el total de nidos activos para cada censo mensual y se tiene en cuenta la cifra mayor, indicándose en qué mes se obtuvo.

Mínimo de parejas reproductoras: se suman los números máximos de nidos activos obtenidos para cada árbol o grupo de árboles, independientemente del mes en que se obtuviera cada uno.

Además, en el caso de las tres especies grandes también se obtiene:

Mínimo de parejas reproductoras con pollos: se suman los números máximos de nidos con pollos obtenidos para cada árbol o grupo de árboles, independientemente del mes en que se obtuviera cada uno.

En la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>) se muestran como resultados las tablas con las estimas obtenidas para estas tres variables en 2004 y 2005. Asimismo, en la misma página existe una web específica en la que sólo se incluyen las dos primeras variables, pero desde el año 1997 hasta el 2005.

Referencias bibliográficas

Aguilera, E. y Sañudo, J. 1986. Pasado y presente de las colonias de Ciconiformes en Doñana y Odiel. *Bios*, 2(2): 11-13.

Bernis, F. y Valverde, J.A. 1952. La gran colonia de garzas del Coto de Doñana. *Munibe*, 4: 201-213.

Granados, M. 1987. *Transformaciones históricas de los ecosistemas de Doñana*. Tesis Doctoral. Universidad de Sevilla.

Mountfort, G. 1958. Portrait of a wilderness. The story of the Coto Doñana Expeditions. Hutchinson. London.

D.7.2.2. Seguimiento de la reproducción de las Ciconiformes palustres

Para el caso de colonias de Ciconiformes asentadas sobre vegetación palustre, la metodología debe ser muy diferente a la mencionada para especies que crían sobre árboles, como ocurre en la Pajarera. Hasta la fecha, el número de nidos que constituyen las colonias de garza imperial (*Ardea purpurea*) se han

contabilizado mediante conteos directos hechos a caballo o a pie por uno o varios observadores. En el caso del morito común (*Plegadis falcinellus*), que construye nidos de menor tamaño, se ha estimado el número de parejas reproductoras teniendo en cuenta los conteos de nidos y de adultos realizados durante las entradas a la colonia para proceder al anillamiento y a la toma de muestras de los pollos. No obstante, las estimas se complican bastante en colonias pluriespecíficas, donde se reproducen, además de las especies mencionadas, otras ardeidas, como garcilla cangrejera (*Ardeola ralloides*), garcilla bueyera (*Bubulcus ibis*), garceta común (*Egretta garzetta*), e incluso martinete común (*Nycticorax nycticorax*).

Por todo ello, en la Segunda Memoria Parcial de este Convenio se mencionaba que se quería probar un pequeño paramotor radiocomandado denominado Pixi Drone (ver página web: <http://www.drone-pixy.com>), ya adquirido recientemente por el Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales, para comprobar si con su concurso se mejoraba los censos de nidos de estas colonias. Se trata de un artilugio concebido especialmente para permitir tomas de vistas aéreas a muy baja altura. Su objetivo es facilitar el acceso a fotos, video e imágenes numéricas o radiométricas aéreas proponiendo un nuevo soporte de coste reducido, gran seguridad y fácil uso, entre cuyas aplicaciones se encuentra el conteo de poblaciones, por lo que también puede ser útil para contar nidos sobre vegetación palustre, donde los nidos no suelen encontrarse unos debajo de otros.

Dicho aparato no pudo probarse en la primavera de 2004, al no existir colonias en la marisma. Este año 2005 se iba a probar en la colonia de la FAO, pero al localizarse por primera vez la mayoría de los nidos sobre arbustos, no era una metodología adecuada, por lo que se ha optado por estimar el número de nidos de la forma tradicional, y realizar la prueba la próxima temporada de cría, por lo que todavía no se dispone de un protocolo determinado para este grupo de aves acuáticas.

No obstante, no se han dejado de realizar estimas de la forma tradicional, y éstas se encuentran reflejadas en los Informes Anuales sobre Aves Acuáticas de las Marismas del Guadalquivir, que se encuentran accesibles como informes

en la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>). Actualmente pueden consultarse los informes correspondientes a siete años biológicos (1997/1998 a 2003/2004), estando próximamente también accesible el de 2004/2005, tras su presentación en el próximo Patronato del Parque Nacional.

D.7.2.3. Seguimiento de la reproducción de larolimícolas marismeños

Hasta ahora, el Equipo de Seguimiento realizaba un gran esfuerzo por estimar el número de parejas que intentan la reproducción de las especies de larolimícolas marismeños, pero la gran cantidad de colonias existentes imposibilita realizar los controles con la periodicidad necesaria para poder estimar el éxito reproductor en todas ellas. No obstante, un control detallado de las colonias de larolimícolas no es sencillo, debido a su ubicación en plena marisma, donde debe llegarse a caballo, puede existir bastante vegetación y no existe prácticamente desnivel para poder elegir buenos lugares de observación. Por ello, en la Segunda Memoria Parcial se planteaba un seguimiento más exhaustivo, pero sólo de algunas núcleos coloniales, con el objetivo de conocer con cierto detalle el éxito reproductor anual de los tres tipos de colonias de larolimícolas marismeños mencionados en dicha Memoria (colonias de limícolas, fumareles y láridos), planteándose un protocolo para cada uno de estos grupos.

No obstante, como se mencionaba en la Tercera Memoria Parcial, la marisma estuvo seca durante toda la temporada de cría de 2005, por lo que no se instalaron colonias en la zona prevista de estudio para llevar a cabo los dos primeros protocolos. Igualmente, tampoco se instaló la colonia de gaviota picofina (*Larus genei*) y pagaza piconegra (*Sterna nilotica*) en la Veta de las Vaquiruelas, ni en ningún otro lugar en el interior del Parque Nacional, por lo que tampoco se pudo ensayar el último protocolo.

Esta primavera 2006 sí que se localizaron en un primer momento colonias mixtas de limícolas y colonias de fumareles en la zona prevista, aunque las colonias de fumareles desaparecieron cuando se encontraban en sus inicios.

Por su parte, las gaviotas picofinas y pagazas piconegras no intentaron la reproducción, al no tener las condiciones propicias la marisma. En definitiva, no se han podido probar los protocolos para el seguimiento de colonias de fumareles ni el protocolo para el seguimiento de las colonias de láridos que se mencionaban en la Segunda Memoria Parcial.

En el caso del protocolo para el seguimiento de las colonias de limícolas se ha utilizado la planilla expuesta en dicha Memoria, aunque la información todavía no ha podido ser analizada, por lo que no se pueden valorar aún ninguno de estos tres protocolos, por lo que no se incluyen en esta Memoria.

No obstante, este año se ha seguido controlando todas las colonias conocidas en el Parque Nacional, ya que se considera importante tener una estima del número de parejas reproductoras de todas las especies de larolimícolas. Estos datos constarán en el Informe Anual sobre Aves Acuáticas de las Marismas del Guadalquivir que se realizará para la temporada 2005/2006, como se ha hecho hasta la fecha. Actualmente se encuentran accesibles como informes en la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>) los informes correspondientes a siete años biológicos (1997/1998 a 2003/2004), estando próximamente también accesible el de 2004/2005, tras su presentación en el próximo Patronato del Parque Nacional.

D.7.3. Seguimiento de la reproducción de las rapaces diurnas del Parque Nacional de Doñana

Asesor científico: Fernando Hiraldo. Estación Biológica de Doñana. Sevilla.

Objetivos

Este seguimiento tiene un doble objetivo. Por una parte, evaluar a largo plazo las tendencias poblacionales de las distintas especies de rapaces diurnas del Parque Nacional y, por otra, detectar y evitar posibles problemas de conservación.

D.7.3.1. Protocolo para el seguimiento de la reproducción de las rapaces diurnas del Parque Nacional de Doñana

El seguimiento de las poblaciones de rapaces nidificantes del Parque Nacional se realiza mediante el control de la nidificación. Para ello se localizan todos los nidos existentes en el área de muestreo, y se procede a su reconocimiento.

En todos los casos se deberá rellenar una ficha de nido, en la que se hace constar los siguientes datos: especie, año, finca del Parque Nacional, localización (nombre de la zona concreta), coordenadas, características del sustrato que sostiene el nido (especie, altura, cobertura foliar, estado, otros nidos, observaciones), y características del nido (si estaba ocupado el año anterior y por quién, altura aproximada sobre el suelo, observaciones).

Además, se rellenará una serie de datos por cada control realizado, como son: fecha, horario, presencia de adultos, contenido del nido, y restos de presas.

También se debe reflejar los datos correspondientes al anillamiento y control de cada pollo, como son: fecha, anilla de metal, anilla de plástico/otras marcas, longitud de la octava primaria, longitud del tarso, peso, si se toman muestras y el sexo del pollo si es posible su determinación.

Por último, es muy útil realizar un esquema de la situación del nido.

Localidades de muestreo

Este seguimiento intentará estudiar toda la población reproductora en el Parque Nacional de las dos especies que se encuentran amenazadas según el Libro Rojo de las Aves de España (Madroño et al., 2004): milano real, que califica como “En Peligro” (EN), y aguilucho cenizo (*Circus pygargus*), que lo hace como “Vulnerable” (VU). Y también debe ser total para las especies poco abundantes en la zona, caso de halcón peregrino (*Falco peregrinus*), elanio azul (*Elanus caeruleus*), águila culebrera (*Circaetus gallicus*), aguilucho lagunero (*Circus aeruginosus*), azor (*Accipiter gentilis*) y alcotán (*Falco subbuteo*).

Por el contrario, para el resto de las especies sólo se controlará una fracción de la población total. Para ello se habían mencionado tres zonas del Parque en la Segunda Memoria Parcial, como eran la Reserva Biológica de Doñana, Matasgordas y Pinar del Faro. No obstante, como ya se comentaba en la Tercera Memoria Parcial, el protocolo debía modificarse en el sentido de intentar reducir la carga de trabajo que suponía controlar áreas tan extensas. Parece mucho más razonable restringir el seguimiento a las dos primeras áreas mencionadas, de las que se cuenta con bastante información previa, sobre todo de la Reserva Biológica de Doñana.

Calendario y periodicidad

Las fechas adecuadas para realizar el seguimiento abarcan los meses de marzo hasta septiembre, ambos inclusive, ya que hay especies que comienzan la cría en fechas tempranas (por ejemplo, halcón peregrino y ratonero común) y otras que lo hacen en pleno verano (caso del alcotán). En el caso de las especies amenazadas y de las poco abundantes, se pueden realizar, si se estima oportuno, hasta un máximo de tres reconocimientos al nido, con el fin de conocer el tamaño de la puesta, el número de pollos nacidos y proceder al anillamiento y toma de datos de los pollos supervivientes. En el resto de las especies sólo se accederá una sola vez a los nidos para realizar el anillamiento y la toma de datos de los pollos.

Este seguimiento será anual para el milano real y el halcón peregrino. En el primer caso por su grado de amenaza, y en el segundo por las peculiaridades de índole conservacionista que tiene esta especie. Para el resto de las especies se realizará un seguimiento quinquenal.

Material

- Vehículo todo terreno.
- Material de escalada (por persona): cuerda estática y semiestática (ambas de 60 metros de longitud), arnés de trabajo vertical, 30 metros de cordino fino para material, casco, stop, ocho, croll, puño con pedal, cintas express de diversos tamaños, ocho mosquetones con seguro y otros ocho mosquetones sin seguro.
- Pinchos de piñero.
- Escalera metálica de dos paños de 12 metros da altura total.

- Material de anillamiento y toma de datos biométricos: alicates de anillamiento (metal y anillas de lectura a distancia), reglas de diversas longitudes, calibre, dinamómetros adecuados.
- Prismáticos 10x42.
- Telescopio 20-60x.
- Trípode.
- Fichas de nido.

Personal

Es imprescindible el concurso de dos personas, una experta en escalada y en este tipo de seguimiento, que hace los controles de los nidos, y otra que apunta la información y lo acompaña en todo momento por si es necesario socorrer al primero. En el caso de la utilización de la escalera, fundamentalmente para acceder a los emplazamientos de los halcones, es necesaria la presencia al menos de otra persona más que ayude al transporte de ésta.

No obstante, cuando se haga el control quinquenal se necesitarán dos equipos de trabajo, cada uno de ellos formado por una persona experta y un ayudante. Además, para el control de los nidos ubicados en la marisma, fundamentalmente de aguilucho lagunero, cernícalo vulgar (*Falco tinnunculus*) y millano negro (*Milvus migrans*), se contará con el concurso de las personas del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales responsables del seguimiento de las aves marismeñas.

Resultados

Los resultados obtenidos permitirán realizar un análisis de la evolución de las poblaciones de rapaces diurnas en el Parque Nacional de Doñana, que podrán relacionarse con diversos tipos de variables (meteorológicas, temporales, espaciales, disponibilidad de presas, tamaño de pollada, etc.), para avanzar en el conocimiento sobre la biología de estas especies. Asimismo, también se puede relacionar dicha evolución con variables relacionadas con la actividad humana, lo que puede generar conclusiones interesantes para realizar una adecuada gestión del Parque encaminada a mejorar la conservación de estas especies en el mismo.

Como Resultados de este protocolo se ofrece en la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>) sendas tablas resúmenes del control realizado a las poblaciones nidificantes de milano real y halcón peregrino en 2006. Para cada nido o territorio de ambas especies se utiliza un número de orden por motivos de conservación. En el caso del milano real también se incluye el sustrato arbóreo del nido, el número mínimo de pollos volados y un apartado de observaciones. Para el caso del halcón peregrino sólo se ofrece el número de pollos volados. Lógicamente, la información más delicada se encuentra disponible para los gestores del Parque Nacional.

D.8. Seguimiento de la invernada de aves

D.8.1. Seguimiento de la invernada de aves acuáticas

Asesores científicos: Andy Green y Juan Calderón. Estación Biológica de Doñana. Sevilla

Objetivos

- Este seguimiento pretende conocer la evolución de las poblaciones de aves acuáticas invernantes en el Parque Nacional de Doñana y, por extensión, en las Marismas del Guadalquivir.

Para realizar este seguimiento se van a utilizar tres protocolos ya desarrollados en esta página web, a saber:

D.3.4.2. Protocolo para el censo aéreo de aves acuáticas.

D.5.1. Protocolo para el censo terrestre de aves acuáticas

D.5.2. Protocolo para el censo terrestre de aves en la playa y franja litoral.

Y, además, se realiza a mediados del mes de enero el denominado **Censo Internacional de Aves Acuáticas Invernantes de Doñana/Marismas del Guadalquivir**, que consiste en la suma del censo aéreo, los censos terrestres ya mencionadas en su protocolo correspondiente, el censo de la playa y franja litoral, y la realización de otros censos terrestres (algunos de ellos sólo realizables si las condiciones de inundación lo permiten), así como los censos de los posibles dormideros de aves acuáticas que se detecten en todo el área de estudio.

Los denominados Censos Internacionales de Aves Acuáticas Invernantes (los llamados IWC, Internacional Waterbird Census) se están realizando desde hace más de 30 años en nuestra subregión biogeográfica (Paleártico Occidental). Dichos censos son coordinados por el Buró Internacional para el Estudio de las Aves Acuáticas (IWRB, según sus siglas en inglés), actualmente llamado "Wetlands International", y se realizan hacia la mitad del mes de enero,

época de máxima estabilidad de las poblaciones de aves acuáticas en las localidades de invernada. No obstante, esto no se cumple en nuestras latitudes para algunas especies, caso de la cigüeña blanca o de la espátula común, que en esas fechas ya se encuentran de regreso desde sus cuarteles de invierno en África.

Para la realización de este censo en Doñana/Marismas del Guadalquivir, además de efectuar el censo aéreo correspondiente al mes de enero durante los días estipulados como de censo internacional, se realizan una serie de censos terrestres que intentan abarcar la misma extensión de terreno que aquel, siempre que el nivel de inundación de la marisma lo permita, y además se extienden a otras áreas de interés de las Marismas del Guadalquivir. Asimismo, se realizan una serie de controles de dormideros durante esos días, fundamentalmente de ciconiformes, grulla común (*Grus grus*) y aguilucho lagunero.

Además de las especies consideradas internacionalmente como “aves acuáticas” según el listado de “Wetlands Internacional”, durante esos días se censan todas las especies invernantes relacionadas con los humedales.

Para llevar a cabo este importante esfuerzo de censo se cuenta con la colaboración de personal especializado de los Parques Nacional y Natural.

Los censos terrestres pretenden fundamentalmente obtener información sobre el tamaño de las poblaciones de aquellas especies que no pueden ser censadas adecuadamente desde el aire, ya sea por su tamaño, costumbres o escasa presencia. Tal es el caso de los Podicipediformes, Pelecaniformes, algunas Ciconiformes y muchos Caradriformes, así como anátidas de población escasa.

Si se da el caso de poder estimar las poblaciones totales de algunas especies mediante ambos tipos de censo, terrestre y aéreo, se debe elegir cuál de ambos métodos ha sido el más idóneo, teniendo en cuenta sus respectivos condicionantes durante la realización de los censos.

Las localidades en las que se realizan censos terrestres son las siguientes (se indica el número de referencia que se utiliza desde hace años):

Parque Nacional: Marismas de El Rocío (1), vera de Los Sotos/Algaida (2), vera de la Reserva Biológica de Doñana (3), vera de El Puntal (4), Marismillas (5), vera del Coto del Rey (6), Lagunas de la Reserva Biológica (7), Lagunas del resto del Parque Nacional (8), Marisma de Hinojos (10), Lucios de la FAO y Lobo Grande (11), Reserva Biológica de Guadamar (12), Las Nuevas (13-14), Cangrejo Chico y Travieso Nuevo (15), Brazo de la Torre, Canal de Aguas Mínimas y EL Matochal en la margen izquierda del Canal de Aguas Mínimas (34), Costa del Parque Nacional (incluye Zona de Protección del Mar Litoral) (17).

Zona de Protección de La Rocina (9).

Parque Natural: Complejo lagunar de El Acebuche (16), Costa del Parque Natural (18), Lagunas del Abalario (19), Laguna del Tarelo (20), Salinas y Marismas de Cádiz (incluye Codo de la Esparraguera) (21), Veta la Palma (22), Entremuros de Los Pobres/Caracoles (incluye Brazo de la Torre en Parque Natural) (23-24), Hato Blanco (25), Guadamar Encauzado (26) y Marisma Gallega (incluye Marismas del Coto del Rey) (27).

Reserva Natural Concertada de la Dehesa de Abajo (30).

Paraje Natural del Brazo del Este (32).

Zonas sin protección específica: Cultivos sobre marisma (28), Corta de los Olivillos (29), arrozales de Isla Mayor, Isla Mínima y Cantarita (31), arrozales de Isla Menor (33) y río Guadalquivir (35).

Las localidades número 8 (lagunas del Parque Nacional salvo las de la Reserva Biológica de Doñana) y número 19 (lagunas del Abalario) no suelen censarse los años de mucho agua por ser muy numerosas y, en muchos casos, de difícil acceso. No obstante, se sabe que no suelen albergar grandes bandos de aves, y las especies que acogen suelen ser bastante corrientes (*Tachybaptus ruficollis*, *Anas platyrhynchos*, *Gallinula chloropus*, *Fulica atra*), por lo que el

error cometido es asumible teniendo en cuenta el número de especies y de ejemplares que se cuentan en el resto de las localidades.

Por otra parte, en los años en los que la marisma se encuentra inundada, no se pueden realizar censos terrestres de la totalidad de las grandes localidades marismeñas del interior del Parque Nacional, es decir, de Marismillas (5), Marisma de Hinojos (10), Reserva Biológica de Guadiamar (12) y Las Nuevas (13-14). En ese caso, se realizan recorridos a caballo o en embarcación en los que se intenta visitar las localidades más propensas para localizar concentraciones de determinadas especies de interés (*Tachybaptus ruficollis*, *Podiceps nigricollis*, *Oxyura leucocephala*, etc); se censan y controlan los principales grupos de focha común, tanto para cuantificar esta especie (también censada desde el aire) como para buscar ejemplares de su congénere la amenazada focha cornuda; y se censan los posibles dormideros marismeños de cormorán grande, ardeidos o gaviotas.

Las fechas centrales de dicho Censo Internacional siempre coinciden con un fin de semana de mediados de enero, con el fin incrementar el número de localidades censadas en cada país, ya que mucho de los observadores son voluntarios. Pero son válidos los censos realizados desde el lunes anterior al viernes posterior a dicho fin de semana.

En Doñana/Marismas del Guadalquivir se planifica su realización durante la primera semana, con el fin de poder utilizar la segunda para poder completar el censo si no hubiera sido posible su finalización por problemas meteorológicos, o para realizar censos de dormideros ya conocidos o localizados durante el censo. Asimismo, se intenta realizar en el menor tiempo posible, habiéndose llevado a cabo los censos terrestres durante los últimos años a lo largo de cuatro días consecutivos. Para ello es preciso un mínimo de siete equipos (5/6 de la EBD, 1 del Parque Nacional y 0/1 del Parque Natural).

En la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>) se ha incluido como resultado de este seguimiento el Censo Internacional de Aves Acuáticas Invernantes de Doñana/Marismas del Guadalquivir correspondiente a enero de 2005.

Igualmente, en esta página web se incluyen como informes, los censos internacionales de los cinco años anteriores, es decir, del periodo 2000-2004.

Asimismo, al utilizarse para este Seguimiento los protocolos de censos de aves mencionados al inicio de este Seguimiento (censo aéreo de aves acuáticas, censo terrestre de aves acuáticas y censo terrestre de aves en la playa y franja litoral), se ha decidido incluir en esta apartado sobre la Invernada de aves acuáticas los censos que emanan de aquellos.

Por ello, en la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>) se incluyen como resultados del apartado “Invernada y censos de aves”, los censos aéreos globales del presente año biológico 2005/06. Además, los censos aéreos globales correspondientes al periodo 1998/99 hasta la actualidad se pueden consultar en una web específica de la misma página. Y en dicha web específica también se encuentran los resultados detallados por localidades de los censos aéreos correspondientes al periodo 2002/03 hasta la actualidad, aunque para tener acceso a esta información se requiere una autorización (claves de usuario y contraseña).

Asimismo, también se ofrecen como resultados los censos terrestres de aves acuáticas del año 2004/05, y los censos terrestres de la playa y franja litoral de del pasado año 2004/05 y los que se han realizado en este año 2005/06.

Además, se debe indicar que en los Informes Anuales sobre Aves Acuáticas en las Marismas del Guadalquivir constan multitud de datos relativos a la invernada, ya que todas ellas tienen un capítulo dedicado a esta época del año. En la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>) se encuentran incluidos actualmente como informes los correspondientes a siete años biológicos (1997/1998 a 2003/2004), estando próximamente también accesible el de 2004/2005, tras su presentación en el próximo Patronato del Parque Nacional.

D.8.2. Seguimiento de la invernada de rapaces en el Parque Nacional de Doñana

Asesor científico: Fernando Hiraldo. Estación Biológica de Doñana. Sevilla.

Objetivos

El objetivo esencial de este seguimiento es conocer la evolución de las poblaciones de rapaces invernantes del Parque Nacional y en el resto de las Marismas del Guadalquivir, en particular de aquellas que forman dormideros, con el fin de poder evaluar a largo plazo sus tendencias, así como detectar posibles problemas de conservación.

Para realizar este seguimiento se va a utilizar el protocolo para el censo de dormideros de rapaces invernantes, que se puede aplicar al menos a tres especies: milano real, aguilucho lagunero y alimoche (*Neophron percnopterus*).

D.8.2.1. Protocolo para el censo de dormideros de rapaces invernantes en el Parque Nacional de Doñana

La detección de posibles dormideros de rapaces invernantes puede hacerse siguiendo la dirección de vuelo de los individuos avistados entre 1 y 3 horas antes de la puesta de sol. Las aves que se dirigen al dormidero pueden identificarse por su vuelo direccional, relativamente rápido y a menudo batiendo las alas, muy diferente al típico vuelo de prospección, lento, sin dirección definida y alternando planeos y cicleos. Esto se puede realizar desde el vehículo todo terreno, parando cada 2-3 kms para otear desde el techo del coche, o también utilizando el sistema de torres de incendio del Parque. A medida que nos acercamos al dormidero, se incrementa la frecuencia de observaciones de individuos volando hacia él procedentes de distintas direcciones.

Algunos dormideros tienen asociado un predormidero, situado generalmente a escasa distancia de aquel, que es una zona donde las aves se reúnen según van llegando a las proximidades del dormidero.

Para el censo de dormideros se tienen en cuenta tres tipos de datos:

Número de individuos posados en el dormidero (que se pueden contar cada media hora).

Número de individuos que entran y salen del dormidero (anotando estos movimientos a la hora exacta de producirse o en intervalos de un cuarto o cada media hora si el dormidero está compuesto por muchos ejemplares y registra mucha actividad).

Número de ejemplares en vuelo durante todos y cada uno de los posibles “revuelos” que se produzcan en el dormidero (en muchas ocasiones, las aves, sobre todo los milanos reales, realizan varios de estos vuelos, que suelen implicar a todos o casi todos los ejemplares presentes, antes de asentarse definitivamente en el dormidero).

Dada las diferentes características de los dormideros de milano real/alimoche y aguilucho lagunero, los datos de una y otra especie se plasmarán en sendas fichas, iguales en cuanto a los tres tipos de datos mencionados, pero con algunos cambios en lo que respecta a datos complementarios. En ambas planillas se hace constar la especie y la invernada de la que se trate, además del observador, localidad, fecha, meteorología (nubosidad y viento), y comentarios, además del nivel de agua del dormidero para el caso de la ficha de aguilucho lagunero.

En el reverso de la ficha se debe realizar una descripción del dormidero y, si es posible, un dibujo esquemático del mismo, donde se situarán aproximadamente los ejemplares. En el caso del milano real/alimoche, además se tiene en cuenta la especie o especies de árboles ocupados y su altura aproximada, y el número aproximado de árboles ocupados o superficie que ocupan. Para el caso del aguilucho lagunero se tiene en cuenta las especies vegetales utilizadas y la superficie ocupada de forma aproximada.

Localidades de muestreo

En el caso del Parque Nacional, se conocen los dormideros tradicionales de las tres especies mencionadas, aunque pueden producirse cambios, como ya ha ocurrido. Estos cambios suelen detectarse con relativa rapidez gracias al control periódico que realizan los miembros del Equipo de Seguimiento o a informaciones provenientes fundamentalmente de agentes forestales o investigadores. Y se tienen en cuenta para el siguiente censo.

A pesar de lo anterior, puede decirse que el milano real suele concentrarse para dormir en los alcornos de Matasgordas y a lo largo de la vera, fundamentalmente en la Pajarera de la Reserva Biológica. Por su parte, el aguilucho lagunero se concentraba hace años en la valla entre la Reserva y La Algaida, y últimamente lo hace en los brezales cercanos a la casa de Santa Olalla. Y el alimoche suele utilizar los lugares mencionados para el milano real, más el eucalipto de Veta la Arena y el poste con nido situado en Marilópez Chico.

Por otra parte, se sabe que el aguilucho lagunero forma importantes dormideros, mucho mayores que los situados en el interior del Parque Nacional, en los Brazos de la Torre y del Este, así como en Olivillos, por lo que también se censan estas amplias zonas, ya que se encuentran en las Marismas del Guadalquivir.

Por todo ello, se organizan un censo coordinado para milano real y alimoche en el Parque Nacional, y tres censos coordinados para aguilucho lagunero, uno en el Brazo de la Torre, otro en Olivillos-Brazo del Este y otro en el Parque Nacional. En cada uno de ellos se sitúan censadores en los puntos de observación más idóneos para controlar toda el área potencial.

Calendario y periodicidad

Estos censos coordinados de dormideros se intentan hacer durante las fechas válidas para el Censo Internacional de Aves Acuáticas, que suele ser a mediados de enero. Las fechas centrales de dicho Censo Internacional siempre coinciden con un fin de semana de enero, para que muchos naturalistas

puedan utilizar esos días festivos para llevarlo a cabo, ya que se trata en gran medida de personal voluntario. Pero son válidos los censos realizados desde el lunes anterior al viernes posterior a dicho fin de semana.

La primera semana se suelen realizar los censos terrestres del área de Doñana, y, teniendo en cuenta los resultados obtenidos en los mismos, se planifican para las tardes de la segunda semana estos censos coordinados de dormideros de rapaces, así como otros posibles censos coordinados de dormideros de aves acuáticas (ardeidos, morito común, grulla común, etc).

Material

- Vehículo todo terreno.
- Prismáticos 10x42.
- Telescopio 20-60x.
- Trípode.
- Lápiz y fichas de dormideros.

Personal

Se necesitan tantas personas con experiencia en este tipo de censos como dormideros a cubrir. En el caso del Brazo del Este y Olivillos se necesitan entre ocho y nueve observadores.

Resultados

La información obtenida se resume en la página web del Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (<http://www-rbd.ebd.csic.es/Seguimiento>) en una tabla en la que se recogen los siguientes datos: lugar, horario oficial, sustrato, número de ejemplares, observador y observaciones. Para el caso del aguilucho lagunero se añade otra columna para el nivel de agua.

D.9. Seguimiento de la comunidad de anfibios

Asesora científica: Carmen Díaz-Paniagua (Estación Biológica de Doñana, CSIC).

Objetivos

Registrar la riqueza específica de anfibios en distintos medios acuáticos del Parque Nacional de Doñana.

Detectar la reproducción y si hay indicios de éxito reproductivo, entendiéndolo por lo que las larvas llegan a completar la metamorfosis en los hábitats de reproducción.

D.9. Protocolo de muestreo de anfibios

Este protocolo combina dos técnicas, el muestreo con nasas y el manguero, cuyos objetivos son detectar la presencia de los estadios estrictamente acuáticos de los anfibios, huevos y larvas, estas últimas con periodos prolongados de estancia en el agua, así como de adultos de especies muy acuáticas o en periodo reproductivo. Adicionalmente se registrará la presencia de metamórficos fuera del agua.

Metodología

Estos muestreos se llevan a cabo conjuntamente con los de calidad de agua, vegetación, invertebrados acuáticos, peces y galápagos. Por lo tanto no se explicará aquí, por haber sido detallado en los protocolos correspondientes, todos los parámetros de caracterización del punto de muestreo que se toman en cada visita.

En primer lugar se determinará si es posible o no realizar el muestreo. Así, si la estación de muestreo estuviese seca, u otra circunstancia impidiera llevar a cabo el muestreo, se consignará expresamente que éste no ha podido hacerse y las razones por las cuales no se ha hecho.

Si hubiera agua, hay que reseñar los encharcamientos adicionales disponibles para los anfibios en la zona, además del cuerpo principal, (en el caso de lagunas o caños), ya que de existir, se muestrearán también.

A continuación se hará una prospección visual, siempre que el agua esté clara, buscando renacuajos y huevos. Se registrará también cualquier adulto visto u oído.

Nasas

Una vez hecho ésto, se procederá a colocar hasta un máximo de 5 nasas camaroneras, sin cebo, teniendo la precaución de que, al menos la última muerte, quede con la parte superior fuera del agua para evitar el ahogamiento de los anfibios capturados. Las nasas se colocarán con profundidades del agua de entre 20 y 60 cm, en zonas con vegetación acuática preferentemente, y a una distancia, unas de otras, de entre 10 y 20m. Las nasas se dejan actuar durante 24 horas.

El contenido de cada nasa retirada se vuelca en una espuerta para su conteo e identificación. Se anotará el número de individuos de cada especie y estadio capturados, así como cualquier anomalía que se observe (enfermedades, malformaciones, mortandades, etc.).

Mangueos

En las zonas encharcadas de los alrededores de la cubeta principal, y en ésta, siempre que no sea posible la colocación de nasas, se procederá a muestrear un máximo de 10 puntos mediante manguero, separados al menos unos 5 metros unos de otros. Se manguearán preferentemente las orillas y las zonas con vegetación. Para los mangueos se utilizará una manga, realizándose tres pasadas consecutivas (ida-vuelta-ida) por el fondo y columna de agua del humedal, permaneciendo estático el muestreador.

Los anfibios capturados se identificarán "in situ" y, en caso de duda, se transportarán al laboratorio para su identificación. Para ello se utilizarán botes de plástico de ½ litro, en los que se tomará también agua de la misma charca y

que irán identificados con el nombre de la localidad y la fecha. Debe evitarse que estos recipientes se calienten durante el transporte, para que no mueran las larvas. Ya en el laboratorio se usará una lupa para la identificación. En el caso de larvas muy pequeñas, será necesario habilitar pequeños acuarios individuales, en los cuales los renacuajos puedan desarrollarse hasta el momento en que sea posible su identificación. Todos los animales capturados serán devueltos a su medio original en el menor tiempo posible.

Localidades de muestreo

Se prospectorán 30 localidades en diversos tipos de hábitat: charcas, caños, zacallones, lagunas y marisma, todas ellas incluidas en la Red general de Muestreos Acuáticos, y en las que se llevan a cabo otros seguimientos (Tabla 10, consultar su localización en <http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

Tabla 10. Localidades donde se llevan a cabo los muestreos de anfibios.

ID	NOMBRE
1	Laguna Dulce
7	Laguna del Navazo del Toro
9	Laguna del Sopetón
12	Laguna del Hilillo Rosado
13	Laguna de la Espajosa
15	Charco de la Boca
17	L. Mata de los Domínguez
18	Laguna de Caño Salado
21	Caño de Cerrabarba
24	Caño de Guadiamar Alto
26	Veta Hornito
28	Vuelta de la Arena
29	Laguna del Hondón
30	Marisma del Rocío
31	Laguna de los Mimbrales
34	Caño de la Caquera
37	Caño Guadiamar-FAO
39	Lucio Ánsares. R. los Corros
40	Lucio del Membrillo
42	Caño Travieso
43	Caño. Travieso.Leo Biaggi
46	Honduras del Burro
49	Lucio de Marilópez
52	Arroyo de la L. de los Reyes
53	Caño Marín

ID	NOMBRE
54	Arroyo del Partido
55	Brazo de la Torre-Veta Adalíd
59	Marisma RBD
61	La Escupidera
62	Caño Mayor

Material

- 5 nasas camaroneras
- 1 manga para anfibios
- Botas de agua y vadeador
- 3 espuestas
- Planilla para recogida de datos
- Botes de 1/2 l de boca ancha de plástico
- Lupa manual
- Lupa binocular para la identificación en laboratorio
- Claves de identificación
- Acuarios
- Vehículo todo terreno

Personal

Un técnico experimentado en el reconocimiento de anfibios.

Calendario y periodicidad

2 muestreos anuales (conjuntos con otros muestreos acuáticos):

1) Muestreo de llenado tras la inundación, fecha móvil. A realizar 15 días después que haya cogido agua la marisma y las lagunas temporales (entre octubre y febrero). En caso de sequía se realiza en enero - febrero.

2) Muestreo de máxima productividad. Fecha fija: entre abril y mayo.

Periodicidad anual.

Resultados

Presencia de especies por localidad.

Especies que se han reproducido con éxito (detección de metamórficos o adultos pequeños).

Los datos se informatizarán en formato excel.

Referencias bibliográficas

Díaz-Paniagua, C., Gómez, C., Portheault, A. y de Vries, W. 2005. **Los anfibios de Doñana**. Ed. Organismo de Parques Nacionales. Ministerio de Medio Ambiente. 181pp.

D.10. 1. Reptiles: Seguimiento de la tortuga mora

Asesora científica: Carmen Díaz-Paniagua (Estación Biológica de Doñana, CSIC).

Objetivos

Los objetivos a cubrir son: 1) Verificar posibles cambios en la distribución conocida y 2) Conocer la estructura poblacional en un área concreta y detectar la aparición de epidemias u otras causas de mortalidad catastrófica. Los protocolos que se proponen para este seguimiento se basan en los diseñados por Díaz Paniagua *et al.* (1995), modificados para adaptarlos a los recursos disponibles.

D.10.1.1. Protocolo de censo de huellas de tortugas en transectos

Se trata de hacer conteos de huellas de tortuga en caminos con sustrato arenoso. Los transectos se realizarán desde un coche todoterreno, a una velocidad inferior a 20km/h, y con el censador instalado sobre el capó del coche. Al inicio del censo el conductor pondrá el contador del cuentakilómetros en 0, e irá avisando cada 500m al censador, con lo que se podrá asociar cada huella encontrada a un tramo concreto del transecto recorrido.

Durante los censos, el censador registrará todas las huellas de tortuga que aparezcan sobre el camino. En caso de encuentro con una tortuga se contabilizará como una huella más, procediéndose además a su marcado y toma de medidas.

Los censos se llevarán a cabo durante días sin lluvia o viento y que hayan sido precedidos por al menos dos días soleados, sin brumas matinales, templados, sin viento, lluvia o niebla, que aseguren que los animales han estado activos y por tanto han dejado huellas. Pueden llevarse a cabo a cualquier hora del día, siempre que haya suficiente luz natural como para visualizar con nitidez las huellas.

Localidades

Se realizarán 10 transectos cuyas características se muestran en la Tabla 11 y visualizarse en <http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>.

Excepto los transectos T5 y T6 que se realizan campo a través al no haber caminos en las dunas que atraviesan, el resto se hacen por caminos. Los transectos T1 a T8 atraviesan áreas dentro del área de distribución conocida de las tortugas en Doñana. T9 y T10 se sitúan al N del área anterior y transcurren por zonas fuera del ámbito de distribución de las tortugas moras.

Tabla 11. Localización de los transectos de censos de huellas de tortuga mora.

Transecto	ZONA	longitud total (m)	realización
T1	Algaida	10000	desde vehículo
T2	González	5500	desde vehículo
T3	Marismillas	6200	desde vehículo
T4	Marismillas	10000	desde vehículo
T5	Dunas	6500	a pie
T6	Dunas	5500	a pie
T7	RBD	6800	desde vehículo
T8	González	2100	desde vehículo
T9	Algaida	6400	desde vehículo
T10	El Lobo	2250	desde vehículo

Material

- 1 vehículo todo terreno con cuenta km.
- GPS.
- Calibre.
- Pesolas con definición entre 10g y 2kg.
- Cuaderno de campo que incluya la clave de marcado (ver esquema en el protocolo de captura, marcado y recaptura de tortugas en un área concreta del Parque Nacional) y lápiz.
- Tabla de números libres a poner.

Personal

2 personas: un conductor y un censador.

Calendario y periodicidad

Cuatro días durante la época de máxima actividad de las tortugas, desde mediados de febrero hasta finales de abril. La periodicidad de estos censos será bienal.

Resultados

Nº de huellas encontradas en cada uno de los transectos.

D.10.1. 2. Protocolo de captura, marcado y recaptura de tortugas en un área concreta del Parque Nacional

Este protocolo se hace en colaboración con el equipo de la Dra. Díaz Paniagua y bajo su dirección. Se trata de realizar censos en un área concreta, situada en la finca de los González, durante la época de máxima actividad de las tortugas. El objetivo es capturar el máximo de individuos y para ello, se realizarán recorridos a pie buscando tortugas. El área de estudio se visitará repetidas veces hasta que se logre capturar un mínimo de 75 individuos distintos.

En cada salida al campo se anotará la fecha, los parámetros climatológicos, la hora de inicio y fin del censo, el número y nombre de los participantes en el censo y los números provisionales para marcar las tortugas, asignados a cada censador.

Los participantes en la búsqueda serán ocho personas, de las cuales, al menos una, será experta en el manejo de tortugas (responsable), ya que corre a su cargo la medición, marcaje y, especialmente, el conteo de anillos de crecimiento, tarea para la que se necesita experiencia. Las otras siete personas (censadores) pueden ser voluntarios, estando limitada su tarea a la búsqueda de tortugas y a marcar con GPS la localización de las encontradas.

El censo se realizará por la mañana, en días sin lluvia ni viento y con temperaturas superiores a los 13°C. La hora de inicio será en el momento de la salida del sol y terminará sobre las 14 ó 15h, dependiendo de la actividad de las tortugas. Antes de iniciar los censos, se colocarán 3 cajas grandes de

plástico, una en el extremo norte del área de estudio, otra en el centro y la tercera en el extremo sur, todas situadas a la sombra de arbustos o árboles, dónde los censadores irán depositando las tortugas capturadas durante el censo.

Los recorridos comenzarán en un extremo del área de censos. A cada censador se le asignará una zona concreta a cubrir dentro de ésta, por la que se desplazará pausadamente. Las tortugas se detectan visualmente y a veces por el sonido que hacen al caminar y, en época de cortejo, coincidente con el periodo de los muestreos, por el ruido del golpeteo característico del mismo.

Todos los censadores llevarán un croquis del área de estudio, un GPS, un cuaderno de campo con una serie de números para identificar provisionalmente a las tortugas que encuentren, un par de bolsas de tela tipo panera, donde transportar las tortugas y un rotulador negro.

Cada vez que un censador encuentre una tortuga, le pondrá con rotulador uno de los números que tiene asignados en el espaldar, tras lo cual introducirá el animal en la bolsa de tela y lo llevará a la caja de recogida más cercana. El censador tomará la localización del lugar dónde encontró la tortuga con el GPS y apuntará la hora, el nº que le asigna y cualquier circunstancia que sea de interés.

Una vez terminado el censo, el responsable marcará cada tortuga capturada, que no estuviera ya marcada, haciendo muescas con una segueta en las placas marginales del espaldar. Este sistema de marcado se utiliza en esta población desde hace más de 30 años y permite asignar un número individual a cada tortuga de una manera indeleble e inocua. Para ello se sigue una clave de combinación de muescas que se ilustra en la Figura 23.

Los números a poner serán los asignados, anualmente, por el equipo de herpetología de la EBD, para uso del Equipo de Seguimiento.

Los datos y medidas a tomar a cada individuo son: nº del individuo, sexo, longitud del espaldar (LE), longitud del peto (LP) (Figura 24), peso y conteo de anillos en la placa ventral derecha. Se anotará también cualquier observación

sobre enfermedades, lesiones, actividad, etc., así mismo, se anotará la localización del lugar dónde se encontró tomada con el GPS, o en su defecto, anotada sobre el mapa del área de estudio. Una vez medido el animal se suelta en el lugar de captura.

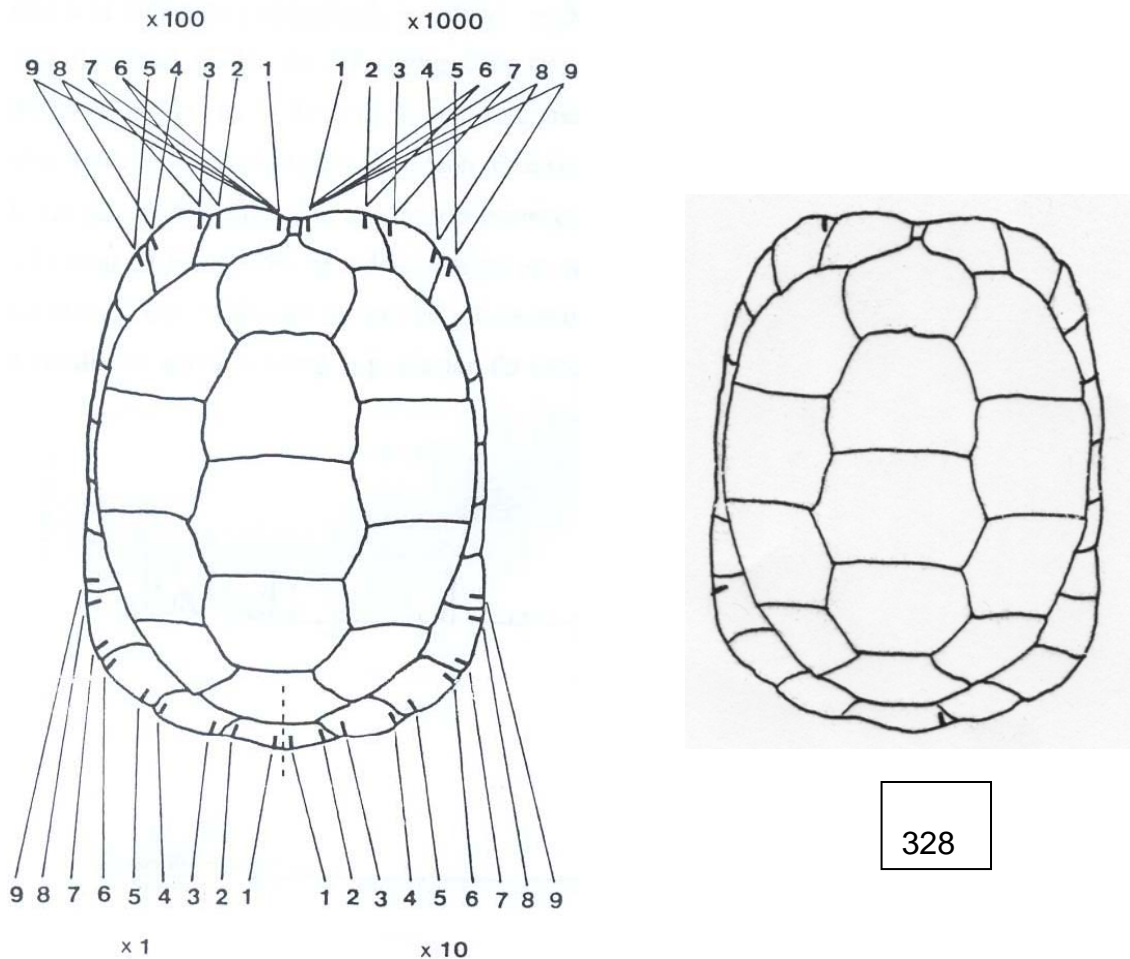


Figura 23. Clave de marcado usada en las tortugas (y galápagos) de Doñana. A la derecha, ejemplo de cómo se marcaría el número 328.

Durante los muestreos se registrarán, así mismo, todos los individuos muertos o sus restos, anotando el número, si estuviera marcado y tomando medidas, edad y causa de muerte si fuera posible. El caparazón se marcará con una cruz con un rotulador indeleble y se dejará en el campo en el mismo lugar en que se encontró, ya que son una fuente de calcio para otros animales.

Todos los datos obtenidos se comunicarán, al final de la temporada de censos, a la Dra. Carmen Díaz Paniagua, para integrarlos en la base de datos de tortugas que mantiene en la Estación Biológica de Doñana.

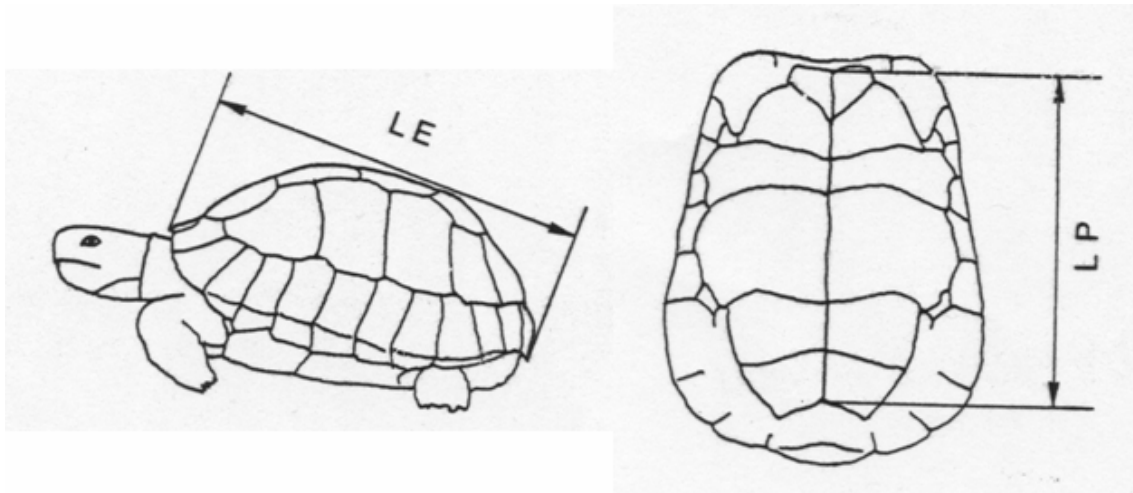


Figura 24. Forma de tomar las medidas de longitud de espaldas (LE) y longitud del peto (LP) en las tortugas (y galápagos).

Localidad de muestreo

El área a muestrear (T11), se localiza entre el Caño del Peral y la casa del Puntal. La estructura poblacional de las tortugas de esta zona ha sido estudiada durante los últimos 25 años por Díaz-Paniagua y colaboradores y por los técnicos del Parque Nacional que también han venido realizando censos periódicos en ella durante la última década. Es, además, una de las zonas de mayor densidad de tortugas del Parque.

El área tiene una extensión aproximada de 45 Ha y forma rectangular (Figura 25; consultar también <http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>). Se ha procurado que los límites del área coincidan, en lo posible, con caminos existentes.

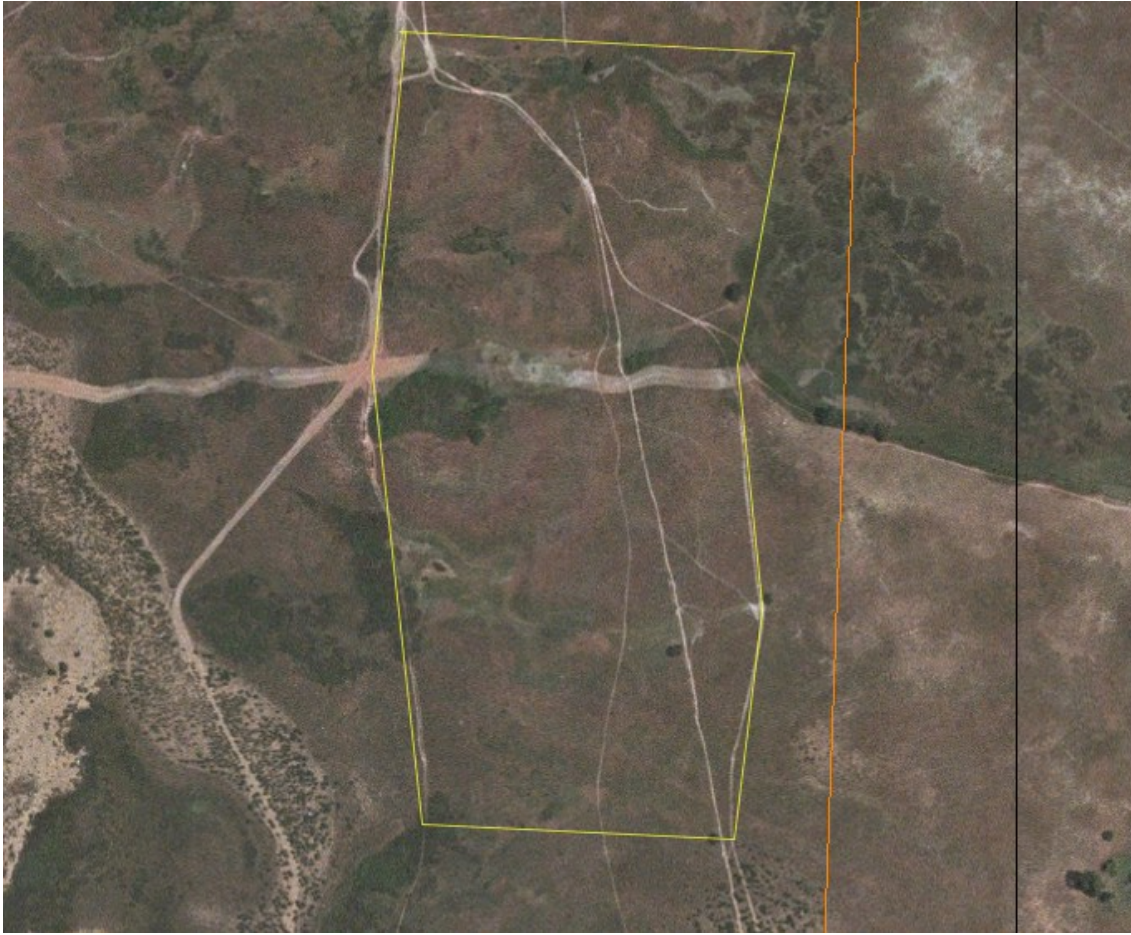


Figura 25. Área de censo intensivo para el estudio de la estructura poblacional de las tortugas de Doñana, mediante captura - marcado y recaptura. La zona a muestrear, delimitada por la línea amarilla, tiene a la derecha la Vera y se encuentra inmediatamente al sur de la linde sur de la Reserva Biológica de Doñana.

Material

- 3 cajones de plástico de 40x60 y 40 cm de altura, aproximadamente.

Para cada censador:

- Cuaderno de campo y lápiz.
- Mapa del área de estudio con los límites bien claros e indicación de los puntos fijos más notables dentro de este área.
- GPS
- Listado de números provisionales a poner en caso de encontrar una tortuga.
- Rotulador indeleble.
- Dos bolsas de tela tipo panera con cordones para cerrar.

Para el Responsable:

- Planillas de toma de datos
- Listado de números para marcado definitivo.

- Balanza portátil o pesolas de 10g a 2kg.
- Calibre de 20 cm
- Segueta con mango para el marcado.
- Lupa de mano para conteo de los anillos de crecimiento.

Personal

Ocho personas, una de ellas, debe ser un técnico experimentado en el manejo de tortugas y especialmente en el conteo de anillos de crecimiento.

Calendario y periodicidad

Seis días, mínimo, entre principios de febrero y finales de abril. El número de días a muestrear variará de acuerdo a la marcha de las capturas.

Este protocolo se realizará durante tres años consecutivos, cada 10 años.

Resultados

Se resumirán en tres tablas:

Tabla de capturas: Registra los parámetros tomados a los individuos capturados (nº, sexo, peso y medidas, edad, etc.).

Tabla de muestreos: Registra las características de los días de muestreo: fechas, participantes, duración, etc.

Tabla resumen: Ofrece información sobre el nº de muestreos anuales realizados, horas totales de muestreo, nº de individuos distintos capturados, nº de recapturas, razón de sexos, nº de individuos muertos encontrados, nº de animales enfermos y/o heridos.

Referencias bibliográficas

Andreu, A. C., Díaz-Paniagua, C. y Keller, C. 2000. La tortuga mora en Doñana. *Monografías de Herpetología*, nº 5. Asoc. Herp. Esp. Barcelona: 70 pp.

Díaz Paniagua, C., Andreu, A. C. y Keller, C. 1995. **Estudio de un método para la evaluación de las poblaciones de quelonios en el Parque Nacional de Doñana.** Informe financiado por el Organismo Autónomo de Parques Nacionales. Ministerio de Medio Ambiente.

D. 10.2. Seguimiento de Reptiles: Galápagos autóctonos

Asesora Científica: Dra. Claudia Keller. INPA. Brasil.

Objetivos

Verificar los posibles cambios en la distribución conocida de las dos especies de galápagos autóctonos, *Mauremys leprosa* y *Emys orbicularis*..

Detectar cambios en la estructura poblacional de ambas especies, así como la aparición de epidemias u otras causas de mortalidad catastrófica.

D. 10.2. Protocolo para el seguimiento de la distribución de los galápagos en Doñana

Consiste en hacer muestreos mediante nasas en una serie representativa de lagunas y otros cuerpos de agua del Parque Nacional de Doñana. Las nasas empleadas son del tipo anguileras. Estas nasas constan de 5 ó 6 aros de 50 a 35 cm de diámetro y 3 ó 4 muertes, malla de 2 cm de luz máxima y vela de 1 a 2 m. Es muy importante que la boca de los embudos o muertes tenga entre un mínimo de 15 y un máximo de 20 cm de diámetro para posibilitar el paso de los galápagos grandes.

Las nasas se colocan bien tensadas y apoyadas sobre el fondo del humedal. Deben mantener la entrada de la primera muerte totalmente sumergida y la parte superior de las demás muertes por encima del agua para evitar el ahogamiento de los animales con respiración aerobia que puedan capturarse. Tanto la vela como el extremo final de la última muerte se atarán firmemente a estacas clavadas en el fondo, de forma que no se hundan o suelten. Si fuera necesario, para asegurar que la parte superior de las muertes queda por encima de la superficie del agua, se colocarán flotadores dentro de las muertes. En este sentido, es conveniente colocar la última muerte orientada hacia las orillas o zona más somera y la vela hacia la zona más profunda de la laguna.

Las nasas se situarán en zonas cercanas a manchas de vegetación, o en pasos entre islas o grupos de vegetación y, preferentemente, a una profundidad no menor de 30 cm ni mayor de 70. Se dejarán actuar durante 24 horas en cada punto.

El número de nasas a poner en cada localidad será de cinco, número que se reducirá dependiendo del tamaño de la zona a muestrear.

Las nasas deben ser montadas y revisadas siempre durante las primeras horas de la mañana. Los trampeos deberán realizarse durante días apropiados para la actividad de estos reptiles, básicamente en días soleados y con t^a igual o superior a 15°C y sin viento.

Datos a registrar

Localidad, fecha, hora de puesta y retirada de las nasas, nº de nasas empleadas, localización dentro de la laguna y nº de individuos de cada especie capturados. Además se registrará el nombre de la persona que realiza el trampeo.

De cada galapago capturado se apuntará la especie, el número con el que está marcado (o el que se le pone si no lo estuviera), sexo, peso, longitud del espaldar (LE) y del peto (LP). También se reseñaran cualquier señal o característica que presente: marcas, amputaciones, etc.

En caso de no estar marcados, se procederá a su marcado mediante muescas en las placas marginales del caparazón, siguiendo la clave que se viene utilizando para estas poblaciones desde hace años (ver clave de marcado en el protocolo de seguimiento de las tortugas moras). Los números a poner serán los asignados, anualmente, por el equipo de herpetología de la EBD, para uso del Equipo de Seguimiento. Una vez medidos los animales se soltarán en el mismo lugar de captura.

Durante los muestreos se registrarán, así mismo, todos los individuos muertos o sus restos, anotando el número, si estuviera marcado y tomando medidas, edad y causa de muerte si fuera posible.

Todos los datos obtenidos se integrarán, al final de la temporada de censos, en la base de datos de galápagos que se mantiene en la Estación Biológica de Doñana.

Localidades de muestreo

Este muestreo se realiza conjuntamente con el de calidad de aguas, vegetación y macroinvertebrados acuáticos, peces y anfibios, y se lleva a cabo en las mismas 30 localidades que aquellos (Tabla 12; consultar localización en <http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

Tabla 12. Localidades donde se llevan a cabo los muestreos para el seguimiento de la distribución de los galápagos autóctonos.

ID	NOMBRE	ID	NOMBRE
1	Laguna Dulce	34	Caño de la Caquera
7	Laguna del Navazo del Toro	37	Caño Guadamar-FAO
9	Laguna del Sopotón	39	Lucio Ánsares. R. los Corros
12	Laguna del Hilillo Rosado	40	Lucio del Membrillo
13	Laguna de la Espajosa	42	Caño Travieso
15	Charco de la Boca	43	Caño. Travieso.Leo Biaggi
17	L. Mata de los Domínguez	46	Honduras del Burro
18	Laguna de Caño Salado	49	Lucio de Marilópez
21	Caño de Cerrabarba	52	Arroyo de la L. de los Reyes
24	Caño de Guadamar Alto	53	Caño Marín
26	Veta Hornito	54	Arroyo del Partido
28	Vuelta de la Arena	55	Brazo de la Torre-Veta Adalíd
29	Laguna del Hondón	59	Marisma RBD
30	Marisma del Rocío	61	La Escupidera
31	Laguna de los Mimbrales	62	Caño Mayor

Material

- Es necesario disponer de medios de transporte adecuados: barca con motor fuera borda, caballo y vehículo todo terreno.
- Botas de agua y vadeador

- 30 nasas anguileras (para 6 localidades con 5 nasas en cada uno al mismo tiempo).
- 60 palos de 1.5m con una de las puntas afiladas.
- Hilo de nasa para coser las roturas
- Flotadores para el interior de las nasas
- 4 espuestas para recoger las capturas
- Cuaderno de campo y lápiz
- Listado de números a poner.
- Clave de marcado.
- Pesolas de 10g a 2kg.
- Calibre de 20 cm
- Bolsas de red para pesar los galápagos
- Segueta con mango para el marcado.
- Toalla

Personal

Una técnico mínimo, siendo lo más adecuado dos técnicos.

Calendario y periodicidad

Mediados de abril a finales de mayo. Bienal.

Resultados

Los resultados de los censos se recogeran en una tabla en la que, para cada localidad, dará:

- Ocasiones de muestreo y si había o no agua.
- N° de individuos de cada especie capturados
- N° de machos y de hembras.
- N° de juveniles

Los resultados se guardarán en formato excel.

D.10.2.2. Protocolo para el seguimiento de la estructura poblacional de los galápagos en Doñana

Para llevar a cabo este protocolo se realizará un muestreo intensivo con nasas galapagueras con el objeto de capturar un número suficiente de galápagos en cada localidad, que permita obtener datos representativos de la población.

Las técnicas de captura, etc., son las descritas en el protocolo para el seguimiento de la distribución de los galápagos en Doñana. El número de nasas a poner en cada punto de muestreo será hasta un máximo de 30 según el tamaño de la laguna y las disponibilidades de recursos. Las nasas se mantendrán puestas durante tres días seguidos, revisándose cada 24 horas.

Localidades de muestreo

Se han elegido cuatro puntos de muestreo con aguas permanentes, en los que se tiene información sobre las poblaciones de galápagos:

1. Laguna Dulce

11. Laguna del Corral de Félix

29. Laguna del Hondón

80. Laguna del Acebuche

La localización de estos puntos se puede consultar en <http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>.

En la laguna del Acebuche se está llevando a cabo una campaña de eliminación de galápagos exóticos, por lo que es doblemente interesante, conocer la evolución de la población de galápagos nativos en la misma.

Material

- Vehículo todo terreno.
- Botas de agua y vadeador
- 30 nasas anguileras
- 60 palos de 1.5m con una de las puntas afiladas.
- Hilo de nasa para coser las roturas

- Flotadores para el interior de las nasas
- Cuatro espuertas para recoger las capturas
- Cuaderno de campo y lápiz
- Listado de números a poner.
- Clave de marcado.
- Pesolas de 10g a 2kg.
- Bolsas de red para pesar los galápagos
- Calibre de 20 cm
- Segueta con mango para el marcado.
- Toalla

Personal

Un técnico experto en el manejo de estas especies.

De tres a cinco personas más, cuando se muestreen las estaciones 1, 29 y 80.

Dos personas cuando se trate de la estación 11.

Calendario y periodicidad

Junio - Julio.

Periodicidad quinquenal.

Resultados

Los resultados de los censos se recogerán en tablas, una por localidad, dónde se darán las características de los galápagos capturados (pesos, medidas, ...).

En otra tabla se resumirán los parámetros poblacionales de todas las localidades muestreadas y en concreto el nº de machos, de hembras y de juveniles capturados.

D.10.3. Seguimiento de reptiles: galápagos exóticos

Asesores científicos: Carmen Díaz Paniagua y Natividad Pérez. Estación Biológica de Doñana. CSIC.

Objetivos

Detectar la presencia de los galápagos de Florida y estimar su abundancia relativa y distribución en el Parque.

D.10.3. Protocolo para la detección de galápagos exóticos mediante asoleaderos

Este protocolo se basa en la apetencia que muestran los galápagos de Florida por utilizar cualquier plataforma flotante para tomar el sol y consiste en colocar asoleaderos artificiales en los enclaves húmedos que se quieren muestrear.

Los asoleaderos consisten en planchas de corcho de alrededor de 1 m de largo por unos 40-60 cm de ancho que se colocan flotantes en zonas abiertas de la laguna o el cauce de modo que puedan ser observados fácilmente desde algún punto accesible de la orilla (observatorios). Hay que situarlos en zonas expuestas al sol, sin vegetación que impida su visualización desde el observatorio y a distancias entre 30 y 60 m del punto de observación.

Para fijar los asoleaderos se agujerean en sus extremos mediante un punzón y se atan mediante bridas de plástico a dos estacas de metro y medio de longitud a las que se les ha afilado una punta. Las estacas se clavan en el fondo de la laguna y las planchas de corcho se atan con holgura a ellas para que puedan moverse con las subidas y bajadas de nivel del agua. En el caso de que la profundidad sea mayor de metro y medio se sujetarán mediante dos cuerdas fijadas al fondo con un peso (ladrillos o botellas de plástico llenas de arena). Tras su colocación los galápagos de Florida suelen tardar apenas unas horas en utilizarlos.

Para las observaciones se utilizará un telescopio. La identificación de los galápagos de Florida y su distinción de las especies locales se basa en varios

caracteres típicos de esta subespecie como son: la mancha roja en la región timpánica, el brillo del caparazón y su diseño con dibujos negros sobre fondo amarillento u ocre, el mayor tamaño de los adultos, especialmente de las hembras, las largas uñas de los machos adultos y el comportamiento mientras toman el sol que, en ocasiones, implica la extensión y el levantamiento de las patas. Adicionalmente se vigilará la presencia de otras especies exóticas de galápagos que pudieran aparecer.

Aunque pueden observarse prácticamente a todas horas mientras haya sol, las observaciones se realizarán, preferentemente, durante las horas de mayor insolación, entre las 11 y las 15 horas durante la primavera y el otoño, y más temprano, entre las 9 y las 11, en verano.

Se anotarán fecha y hora, climatología, observador, localidad, número de planchas disponibles y nº de individuos avistados, también se anotará la presencia de galápagos nativos si se avistaran. Se registrará, cuando sea posible, el sexo y tamaño aproximado. Adicionalmente se observarán las orillas, islas, vegetación emergente y la superficie del agua, anotándose también los galápagos exóticos que se encuentren en ellas.

Localidades y asoleaderos

Las estaciones de muestreo en que se instalarán asoleaderos, se muestran en la Tabla 13, ver su localización en <http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>. Una de las estaciones a muestrear cuenta con una población establecida de galápagos de Florida (Acebuche). En otras como el Acebrón y el Charco de la Boca, en alguna ocasión se han observado galápagos exóticos. En el resto, no se han detectado hasta el momento galápagos exóticos.

El número recomendado de asoleaderos en cada laguna se puede consultar en la Tabla 13.

En la laguna de El Acebuche se instalarán 6 asoleaderos frente a cada uno de los cinco observatorios, sólo en periodos o lugares en que no compitan con las trampas asoleadero que se están utilizando para la extracción de estos galápagos.

Tabla 13. Localidades dónde se hace el seguimiento de galápagos exóticos. Se indica si se ha detectado o no la presencia de galápagos exóticos y si pueden ser visitadas por el público.

Nº	nombre	galápagos exóticos	¿abierta al público?	Nº asoleaderos
1	Laguna Dulce	no	no	3
9	Laguna del Sopotón	no	no	3
14	Charca del Acebrón	si	si	6
15	Charco de la Boca	si	si	15
76	Lucio del Bolín	no	no	3
77	Lucio de la FAO	no	si	3
80	Laguna del Acebuche	si	si	30

Material

- Vehículo todo terreno

Para la colocación de los asoleaderos:

- Una barca ligera
- Corchos de 1m x 50 cm (aproximado)
- Estacas de 1.5m de longitud y sección de 4x4 cm
- Bridas largas
- 2 martillos
- 2 punzones
- Trajes de neopreno
- Cuerda
- Botellas de 2 litros rellenas de arena como contrapeso
- Cuaderno y lápiz

Para la observación

- Telescopio con trípode
- Planilla y lapiz

Personal

2 técnicos para la colocación de los asoleaderos y un técnico para la observación, familiarizado con los galápagos nativos y exóticos.

Este protocolo se realiza en colaboración con los técnicos del Parque Nacional de Doñana, que tienen también a su cargo la extracción de los galápagos exóticos.

Calendario y periodicidad

Los asoleaderos, mientras no se diseñe un sistema más permanente, han de colocarse todos los años, entre febrero y marzo, ya que las crecidas invernales implican la pérdida de muchas de las planchas. En esta tarea se tarda tres días. Los censos se harán al menos una vez al mes desde abril hasta octubre. Anual.

Resultados

Nº de galápagos exóticos detectados por localidad.

Nº de hembras, machos y juveniles.

D.10.4. Seguimiento de reptiles: saurios

Asesores científicos: Adolfo Marco (Estación Biológica de Doñana. CSIC) y Jose Antonio Mateo (Responsable del Proyecto de Conservación del lagarto de La Gomera. Cabildo de Gran Canaria).

Objetivos

Seguir la distribución y abundancia relativa de estos reptiles por hábitats.

D.10.4. Protocolo de censos de lagartijas y salamanguetas

Se trata de realizar transectos a pie, contando los lagartos, lagartijas y salamanguetas que se vean en transectos de 500 m de longitud. Cada transecto se señalará al menos en su inicio y fin y se caracterizarán los hábitats que atraviesa.

Ya que en Doñana existen varias pasarelas para los visitantes del Parque, que son muy utilizadas por estos reptiles por el refugio que les brindan, parte de los transectos se realizarán sobre estas pasarelas y parte en caminos . En estos últimos se ha procurado elegir zonas dónde la visibilidad sea alta para el observador. Los transectos discurren por zonas expuestas al sol.

En las pasarelas los transectos se señalarán con una plaquita clavada en la madera. En los transectos por caminos, se pondrán estacas en el borde sin que molesten a la circulación. Las estacas se marcan igualmente con una pequeña placa grabada. El principio y fin de los transectos se registra con un GPS.

Para realizar los censos se elegirán días soleados comenzando el recorrido una hora después de la salida del sol y terminando antes de mediodía, para cubrir el periodo de calentamiento matinal de estos reptiles.

Cada transecto se realizará dos veces, una de ida y otra de vuelta. Al final del mismo, se contabilizará el número máximo de individuos vistos bien en la ida, bien en la vuelta, de cada especie y sexo avistados.

De cada animal avistado se registrará, siempre que sea posible, la especie, el sexo, si es juvenil o adulto, si tienen o no la cola cortada, y cualquier característica que se crea de interés (mudas, predación, etc...).

En caso de encontrar paseantes o coches en los caminos, se suspenderá el muestreo de 3 a 5 minutos para que pase el efecto de los mismos. Se apuntan los individuos vistos tanto en la pasarela o camino, como en los 5m a cada lado de los mismos. También se apuntarán todos los individuos vistos aunque no se hayan identificado. Los sexos se identifican por la coloración del celo o el grosor de la cola. Los juveniles por la coloración en algunas especies y por el tamaño.

Las incidencias encontradas que afecten al transecto se apuntarán también.

Localidades

Se han seleccionado 6 transectos, 3 en pasarela y 3 en caminos, todos de 500m de longitud (Tabla 14, consultar <http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

Tabla 14. Transectos señalizados para los censos de lagartijas y salamangas. P indica pasarela, C indica camino.

N	estación	tipo transecto	hábitat
T12	Acebuche	P	Monte blanco con pinar
T13	localidad sin nombre	P	dunas
T14	Cuesta Manelli	P	Monte blanco y sabinar
T15	Nave Cuartel Matalascañas	C	Dunas y nave
T16	Acebrón	C	Monte blanco con pinar
T17	Sabinar Ojillo	C	Monte blanco y sabinar

Material

- GPS
- Cinta métrica de 50 m
- Estacas y placas
- Rotulador indeleble
- Prismáticos
- Lápiz y cuaderno
- Guía de campo de reptiles

Personal

1 técnico experto en estos reptiles.

Calendario y periodicidad

Cada transecto se repetirá en 3 días distintos entre mayo y Junio.

Periodicidad anual.

Resultados

Especies avistadas en cada hábitat

Nº de individuos por especie, sexo y edad.

Los datos se digitalizarán en formato excel

D.11. Seguimiento de la comunidad de peces

Asesores: José Prenda (Universidad de Huelva) y Ciro Rico (Estación Biológica de Doñana, CSIC)

Objetivos

Los objetivos de este seguimiento son conocer la diversidad de especies de peces, así como su abundancia relativa y su distribución en los diferentes hábitats de Doñana, prestando especial interés a la introducción de especies exóticas.

D.11.1. Protocolo para el seguimiento de la comunidad de peces en humedales

Para lograr los objetivos propios de este seguimiento se emplea el uso de nasas con mallas de luz camaronera y anguilera, con el fin de obtener un mayor abanico de tamaño en las capturas de peces.

Se colocan de 2 a 5 nasas anguileras en función de las dimensiones de la estación, a criterio de los técnicos y si la profundidad de la estación lo permite, dado que por su diseño precisan entre 20 y 30 cm de profundidad mínima para su correcta instalación. Las nasas se instalan preferiblemente con una separación mínima de 15 metros entre sí. Las muertes de las nasas apuntan hacia la orilla, y en los caños y arroyos con corriente, la entrada a la muerte se orienta contracorriente para facilitar la entrada de los peces. Se debe procurar que las nasas no estén completamente hundidas en el agua, con el fin de evitar ahogamientos de otro tipo de fauna que pueda quedar atrapada en la nasa.

Asimismo se colocan 5 nasas de luz camaronera, próximas a la orilla y distanciadas entre si 10 metros aproximadamente, con las muertes hacia el centro de la laguna, evitando que queden cubiertas completamente por el agua.

Tras 24 horas se procede a su extracción, vertiendo su contenido en barreños o capazos con agua, donde se separan los individuos, contándolos y pesándolos por especie.

Localidades

Se muestreará en las estaciones de la red de muestreo limnológico. La localización de estas estaciones se puede consultar en el Servidor de Mapas de la Estación Biológica de Doñana:

<http://mercurio.ebd.csic.es/seguiamiento>

Calendario y periodicidad

Se realizarán dos muestreos al año, en conjunto con otros muestreos realizados en medios acuáticos. El primero se hace una vez llenas las lagunas y marisma (en invierno) y es por lo tanto móvil. En caso de sequía se realiza en enero-febrero. El segundo muestreo se realiza en abril-mayo. Este muestreo tiene una periodicidad anual.

Material

- 1 vehículo todo-terreno con capacidad para cinco plazas y carga
- 1 barca motora tipo zodiac apta para trabajar en la marisma y sus caños durante la época de aguas altas
- 2 caballerías con serones
- 1 frigorífico de laboratorio de temperatura mínima 4°C
- 1 congelador de laboratorio de temperatura mínima -20°C
- 20 nasas anguileras
- 20 nasas camaroneras
- 10 baldes de diferentes tamaños para separar las fracciones de la muestra durante los trabajos de determinación y medida
- 5 sacos de red camaronera para el manejo y pesado de los especímenes
- 5 pesolas de diferentes rangos, entre 100 y 20000 gramos
- 2 reglas de medida con tope en el 0
- 5 cajas de material plástico 40x60 y 40 de altura (aprox) para transporte de material y muestras
- 1 nevera de 50 l de capacidad para transporte de muestras refrigeradas
- 10 acumuladores de frío
- botes y bolsas de cierre hermético para la fijación y transporte de muestras

Personal

2 técnicos especializados en la toma de muestras biológicas

Resultados

Los resultados se presentan en formato tabla, con las siguientes columnas:

Código numérico de la localidad

Localidad

Fecha de puesta de nasas

Número de nasa

Tipo de nasa

Especie capturada

Número de individuos

Peso total

D.11.2. Protocolo para el seguimiento de la comunidad de peces en caños y su relación con el estuario del Guadalquivir

Se instalan 3 nasas de luz anguilera con doble cuerpo unido por la vela, en el último tramo de cuatro caños en el interior del Parque Nacional, recogándose a las 24 horas aproximadamente, anotando el número de ejemplares capturados de cada especie en cada nasa y su peso total. También se obtienen datos sobre peso y longitud individual en aquellos individuos mayores de 10 cm de longitud total.

Además se incluyen datos relativos a macrocrustáceos, indicando especies y número de individuos capturados por nasa o peso total de los mismos, con especial atención a la aparición de especies exóticas de macroinvertebrados, tales como *Eriocheir sinensis* o *Rhithropanopeus harrisi*.

Durante la toma de datos, los ejemplares capturados se depositan en capazos o barreños con agua para minimizar el estrés generado y evitar la muerte de ejemplares, y se separan por especies para la posterior obtención de datos.

Localidades

Las localidades de muestreo son:

- Canal del Buentiro o del Cherry (72)
- Brenes (73)
- Figuerola (74)
- Los Rompidos (75)

La localización de estas estaciones se puede consultar en el Servidor de Mapas de la Estación Biológica de Doñana:

<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>

Calendario y periodicidad

Este muestreo se realiza con una periodicidad de entre 30 y 45 días, resultando entre 9 y 12 muestreos anuales.

Material

- 1 vehículo todo-terreno con capacidad para cinco plazas y carga
- 1 barca motora tipo zodiac apta para trabajar en la marisma y sus caños durante la época de aguas altas
- 2 caballerías con serones
- 1 frigorífico de laboratorio de temperatura mínima 4°C
- 1 congelador de laboratorio de temperatura mínima -20°C
- 20 nasas anguileras
- 10 baldes de diferentes tamaños para separar las fracciones de la muestra durante los trabajos de determinación y medida
- 5 sacos de red camaronera para el manejo y pesado de los especímenes
- 5 pesolas de diferentes rangos, entre 100 y 20000 gramos
- 2 reglas de medida con tope en el 0
- 5 cajas de material plástico 40x60 y 40 de altura (aprox) para transporte de material y muestras
- 1 nevera de 50 l de capacidad para transporte de muestras refrigeradas
- 10 acumuladores de frío
- botes y bolsas de cierre hermético para la fijación y transporte de muestras

Personal

2 técnicos especializados en la toma de muestras biológicas.

Resultados

Los resultados de este seguimiento se presentan en formato tabla, con las siguientes columnas:

Código numérico de la localidad

Localidad

Fecha de puesta de nasas

Número de nasa

Especie capturada

Número de individuos por especie

Peso total por especie

Además, se presentan los datos relativos a las longitudes en otra tabla con las siguientes columnas:

Código numérico de la localidad

Localidad

Fecha de puesta de nasas

Número de nasa

Especie capturada

Longitud desde el premaxilar hasta la aleta caudal incluida

D.12.1 Invertebrados Terrestres

El gran número de organismos que integran este grupo y su enorme diversidad hablan por sí solos de su interés y es proporcional a la magnitud del desconocimiento que se tiene de ellos. Todo esto ha hecho imprescindible el que se haya elegido una ínfima fracción para su seguimiento y que se hayan seleccionado grupos o especies con funciones claves en el ecosistema y para las cuales se contaba con alguna información para Doñana.

Los grupos de invertebrados a seguir son todos insectos y pertenecen a distintos ordenes. En concreto se seguirán escarabajos coprófagos (descomponedores), hormigas (predadores, removedores del suelo), abejas (polinizadores) y mariposas diurnas, todos ellos con algún antecedente de estudio en Doñana.

D.12.1.1. Seguimiento de Insectos polinizadores: abejas

Asesores científicos: Javier Herrera (Univ. de Sevilla), Javier Ortíz (Fauna Ibérica), Pedro Jordano (Estación Biológica de Doñana. CSIC). George Else y Stuart Roberts (British Museum).

Objetivos

Estudiar la diversidad de abejas salvajes en Doñana en relación con algunas especies de plantas.

D.12.1.1.1. Protocolo de censo de abejas

Este protocolo consiste en la captura de las abejas sobre plantas en floración. Se utilizará para ello una manga de capturar insectos, consistente en una red montada sobre un aro metálico de 30x30 cm y provista de un mango de 1 m de largo. En cada localidad se seleccionaran tres o más pies de la especie vegetal a seguir, cuidando de elegir aquellas que presenten una floración abundante y en que la mayor parte de las flores esten recién abiertas, ya que son las que están produciendo más néctar.

En cada planta se dedicarán 10 minutos a la captura de abejas y en total en cada localidad se colectará durante 1/2 hora, yendo el censador a continuación, al siguiente punto de muestreo.

Cada vez que se salga al campo se registrarán los datos concernientes al muestreo: fecha y hora de inicio y fin del muestreo, localidad, especies en flor dónde se ha colectado, estado de la floración, censadores, condiciones climatológicas: viento, estado del cielo (cubierto, soleado,...) y cualquier otra circunstancia relevante.

Dada la dificultad que entraña la identificación en esta familia de insectos, es necesario sacrificar todos los ejemplares capturados. Los individuos cogidos en la manga se matan introduciéndolos en un bote hermético de plástico de unos 200cc de capacidad, de boca ancha, que se llenará hasta la mitad con virutas de poliexpan, en las que se habrá echado, previamente, 3 ó 4 gotas de acetato de etilo. El poliexpan se puede sustituir por papel higiénico o algodón, en cuyo caso, para evitar que los insectos entren en contacto directo con el acetato de etilo, lo cual podría provocar la pérdida de pelos, importantes para la identificación, se colocará una malla de plástico rígida del tamaño del diámetro del bote sobre el papel higiénico.

Una vez introducidos los insectos en el bote, mueren por inhalación a los pocos minutos sin endurecerse ni estropearse. Es necesario disponer de un bote distinto para cada localidad y especie de planta, yendo cada bote rotulado con la fecha, la localidad y la especie de planta sobre la que se ha colectado.

Cada día, una vez terminado el muestreo, los ejemplares capturados se llevarán al laboratorio dónde se examinarán e identificarán hasta dónde sea posible para lo cual se utilizaran las claves publicadas y una lupa. A continuación se prepararán con las alas, antenas y patas estiradas y separadas del cuerpo. En esta disposición se pinchan con un alfiler entomológico del tamaño adecuado, sobre una plataforma de poliexpan dónde se dejan reposar durante unos días, a resguardo del polvo y de la luz solar directa, hasta que se fije la postura y se sequen. Cada ejemplar debe ir identificado con una etiqueta

pinchada en el mismo alfiler donde conste, fecha de captura, hora, planta, localidad y autor de la captura.

Una vez secos, los especímenes se trasladan a una caja entomológica que deberá mantenerse en condiciones estables, protegida contra la humedad, la luz solar y el ataque de animales. Todos los ejemplares serán enviados para su identificación a los especialistas en esta familia.

Los muestreos se llevarán a cabo en diferentes especies de plantas que florecen en distintas épocas del año y al menos en 4 puntos diferentes del Parque en un gradiente desde la playa a la marisma. Se realizarán en días soleados y cálidos, sin viento ni meteoros adversos y en las horas de mayor temperatura. Cada censo se repetirá al menos en 3 días distintos durante el periodo de floración.

Las especies de plantas sobre las que se coleccionarán las abejas son:

- *Rubus ulmifolius*: floración en verano
- *Daphne gnidium*: floración en verano
- *Calluna vulgaris*: floración en otoño
- *Rosmarinus rosmarinifolius*: floración en invierno
- *Stauracanthus genistoides*: floración en primavera
- *Lavandula stoechas*: floración en primavera
- *Cistus salvifolius*: floración en primavera
- *Thymus* sps.: floración en primavera

Localidades

Las estaciones podrán variar a criterio del técnico si no existiesen suficientes plantas en flor para desarrollar el protocolo, pero se prevé su correcta aplicación en las siguientes:

- El Ojillo (T63)
- Sta. Olalla (T64)
- Laguna Dulce (T65)
- Palacio de Doñana (T66)
- Nave de Pedro Pérez (T69)

La localización de estas estaciones se puede consultar en el Servidor de Mapas de la Estación Biológica de Doñana:

<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>

Calendario y periodicidad

Este muestreo se realizará anualmente, en primavera, verano, otoño e invierno, hasta completar 3 días por localidad y especie vegetal.

Material

- Vehículo todo terreno
- GPS
- 2 mangas de entomología
- Botes de plástico de 200 cc, de boca ancha, rellenos hasta la mitad con trocitos de poliexpan o algodón o papel higiénico
- Malla de plástico rígida
- Acetato de etilo
- Lupa binocular
- 2 pinzas duras
- Agujas enmangadas
- Gradilla de extensión de alas
- Alfileres de entomología de diferentes tamaños
- Plataformas de poliexpan para pinchar los ejemplares
- Claves de abejas (Himenoptera: Apidae)
- Cajas entomológicas
- Cajas de envío y material de embalaje
- Conservante para las cajas

Personal

1 Técnico con experiencia en el muestreo e identificación de insectos.

Resultados

Los resultados de este protocolo se presentan en formato tabla, con las siguientes columnas:

Localidad muestreada

Fecha en la que se realiza el muestreo

Planta sobre la que se manguea

Especies detectadas

Nº de ejemplares capturados por especie

D.12.1.2. Seguimiento de Escarabajos coprófagos

Asesores científicos: Jorge Miguel Lobo (Museo Ciencias Naturales de Madrid. CSIC) y Ana M^a Cárdenas (Universidad de Córdoba).

Objetivos

Seguimiento de la abundancia relativa por hábitats de las dos especies de escarabajos peloteros más abundantes de Doñana: *Scarabaeus sacer* y *S. cicatricosus*. En el primer caso se trata de un escarabajo de amplia distribución en el Paleártico y muy abundante en la península, que ha sufrido un enorme declive en los últimos 50 años. En el caso de *S. cicatricosus*, se trata de un endemismo ibero-magrebí muy ligado a sustratos arenosos que además, presenta la peculiaridad de ser el único escarabajo coprófago no tropical conocido, con comportamiento necrófago.

D.12.1.2.1. Protocolo de muestreos de escarabajos coprófagos

Para llevar a cabo este protocolo se colocan en cada estación de muestreo cinco trampas de caída, formadas por un barreño de 30 cm de diámetro enrasado con el nivel del terreno y con un poco de agua jabonosa en su interior para evitar que los insectos una vez que hayan caído en la trampa puedan escapar volando. Sobre el barreño se coloca una red de PVC de 2x2 cm de luz, sobre la que se coloca una cantidad (250 g aproximadamente) de bosta fresca de vaca.

La recogida de excrementos frescos de vaca debe hacerse al amanecer, aprovechando las primeras deposiciones del ganado y antes de que los escarabajos coprófagos diurnos entren en actividad. Si se sospecha que la bosta recogida ya ha sido colonizada por escarabajos, se mezclará con agua abundante en una cántara y tras dejarla reposar, se eliminarán los escarabajos por flotación. Tras retirarle todo el agua posible, la bosta puede emplearse o congelarse para su uso posterior.

Las trampas se disponen a intervalos regulares de 15 metros, evitando instalarlas en caminos. Se colocarán por la mañana y se dejarán actuar durante

24 horas, con una revisión a la caída de la tarde, para evitar mortandades por acumulo de animales capturados y para separar las especies con actividad diurna o nocturna. Los muestreos deben realizarse en días despejados, sin viento ni lluvia. siendo preferibles los días posteriores a otros con precipitación.

En cada trampa se contabilizarán los individuos de *Scarabeus sacer* y *S. cicatricosus* caídos. Así mismo se identificarán y anotarán el resto de las especies capturadas. En el caso de aquellas especies que no se reconozcan se coleccionará un ejemplar, que se guardará en etanol al 70%, convenientemente rotulado para su posterior identificación. Todos los animales capturados se liberarán en el lugar de captura, excepto en la revisión de la tarde en que se soltarán a una distancia mínima de 50 metros, ya que las trampas continúan activas.

Localidades

Se han diseñado dos transectos de muestreo, uno que cruza el Parque Nacional de norte a sur y un segundo transecto que va de este a oeste. En cada transecto se han seleccionado 4 estaciones de muestreo, las cuales se relacionan a continuación:

Transecto Este – Oeste

- Cuartel de Matalascañas (T18)
- Orilla de la Laguna Dulce (T19)
- Pinar de San Agustín (T20)
- Veta Carrizosa (T21)

Transecto Norte – Sur

- Matasgordas (T22)
- Los Sotos (T23)
- Corral de Félix (T24)
- Llanos del Taraje (T25)

La localización de estas estaciones se puede consultar en el Servidor de Mapas de la Estación Biológica de Doñana:

<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>

Calendario y periodicidad

Los muestreos se realizan en los meses de junio y julio. Anual.

Material

- Vehículo todo-terreno
- Guantes de látex
- 1 cántara de 20l de plástico con tapa hermética
- 1 cucharón con mango largo
- GPS
- 40 barreños de plástico de 30cm de diámetro y 20 de altura
- 1 azada o una azadilla de mano
- 2 garrafas de 10l de plástico
- Malla de plástico rígida, con una luz de 2x2cm
- Agua jabonosa
- Cámara fotográfica
- Botes de plástico de distintos tamaños con tapa hermética (para guardar los individuos colectados).
- Alcohol de 70
- Lupa binocular
- 2 pinzas entomológicas duras
- Material para preparación de ejemplares: Cajas entomológicas, 2 agujas enmangadas, alfileres entomológicos, etiquetas.

Personal

1 técnico especializado en la toma de muestras biológicas.

1 auxiliar.

Resultados

Los resultados tienen formato tabla, con las siguientes columnas:

Fecha en que se muestrea

Localidad

Número de trampas funcionales en cada localidad

Periodo de funcionamiento de las trampas (diurno/nocturno)

Número de *Scarabaeus sacer* capturados en el conjunto de las trampas de cada localidad, por periodos.

Número de *S. cicatricosus* capturados en el conjunto de las trampas de cada localidad, por periodos.

D.12.1.3. Seguimiento de Hormigas

Asesor científico: Xim Cerdá. Estación Biológica de Doñana. CSIC.

Objetivos

Evaluar el avance de la hormiga argentina y verificar su impacto sobre las especies nativas de hormigas y, en su caso, sobre la reproducción de ciertas especies de aves.

D.12.1.3.1. Protocolo de muestreo de hormigas en árboles

Este protocolo consiste en visitar determinados alcornoques en Las Pajareras y otros puntos del Parque Nacional, anotando la presencia de hormigas sobre los troncos y si aparecen individuos aislados o filas.

Localidades

Los alcornoques incluidos en el seguimiento son:

ALC 5 (T30)	ALC 124 (T45)
ALC 6 (T31)	ALC 125 (T46)
ALC 7 (T32)	ALC 130 (T47)
ALC 8 (T33)	ALC164 (T48)
ALC 18 (T34)	ALC de Los Solteros (T49)
ALC 19 (T35)	ALC 339 (T56)
ALC 20 (T36)	ALC 388 (T57)
ALC 28 (T37)	ALC 334 (T58)
ALC 39 (T38)	ALC del Caño del Peral (T59)
ALC 41 (T39)	ALC de Los Hermanillos (T60)
ALC 43 (T40)	ALC 306 (T61)
ALC 53 (T41)	ALC 393 (T62)
ALC 90 (T42)	
ALC 117 (T43)	
ALC 120 (T44)	

La localización exacta de estos árboles puede consultarse en el Servidor de Mapas de la Estación Biológica de Doñana:

<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>

Calendario y periodicidad

Anualmente, una visita por árbol durante los meses de septiembre a octubre.

Material

- GPS
- Vehículo todo terreno
- Cámara fotográfica
- Tubos herméticos para recogida de muestras (ependorf)
- Alcohol de 70
- Lupa binocular
- Bandejas de plástico
- Pinzas entomológicas

Personal

1 titulado técnico especializado en la toma de muestras biológicas.

Resultados

Se exponen en formato tabla, con las siguientes columnas:

Localidad donde se muestrea

Fecha en la que se muestrea

Nº del alcornoque

Estado del árbol (si esta vivo o muerto)

Nº esp hormigas: número de distintas especies encontradas en el árbol

Linepithema humile: indica si han aparecido ejemplares de esta especie o no

Crematogaster scutellaris: indica si han aparecido ejemplares de esta especie.

Otras hormigas: indica si han aparecido otras especies de hormiga distintas de las anteriores.

D.12.1.3.2. Protocolo de muestreo de hormigas mediante transectos con trampas de caída

En cada localidad se instalarán dos transectos de 50 metros, perpendiculares entre sí y con origen común en una construcción (casa, valla, etc. de obra). En cada transecto se instalan cuatro unidades de muestreo distantes de la construcción 0, 10, 30 y 50 metros, respectivamente.

La unidad de muestreo se compone de siete trampas de caída colocadas formando dos rombos con un vértice común. Cada trampa está compuesta por dos vasos de plástico, uno dentro de otro, medio lleno de agua jabonosa y enterrado a nivel del terreno. Cada una de estas trampas se encuentra separada de la siguiente 1,5 metros (ver Figura 26). Se evitará colocar las trampas cerca de hormigueros.

Las trampas se instalarán a primera hora de la mañana, dejándolas actuar durante 24 horas aproximadamente, tras lo cual se recogen los ejemplares que hayan caído, almacenando juntos todos los de cada unidad de muestreo. Para ello se vierte el contenido de cada trampa de caída (agua e insectos) en cajas de plástico con tapa hermética, adecuadamente rotuladas con el nombre de la localidad, la fecha, el transecto y la distancia a la construcción.

Ya en el laboratorio el contenido de cada caja se cuela sobre una bandeja y se va identificando y contando el nº de ejemplares de cada especie. En caso de necesidad los ejemplares no identificados se conservan en etanol al 70%, para su posterior envío a los expertos y clasificación.

Disposición de las trampas pitfall para hormigas

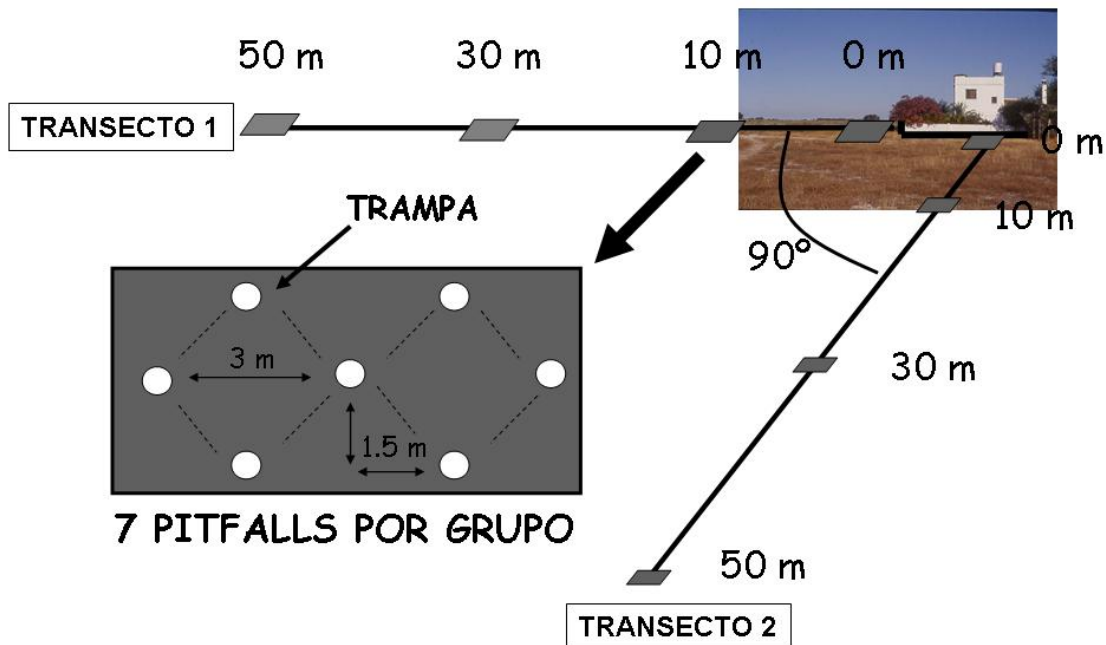


Figura 26. Esquema de la disposición de las trampas de caída para la captura de hormigas

Localidades

Las localidades incluidas en el muestreo son:

- Chalet de la Reserva Biológica (T26)
- Casa de Santa Olalla (T27)
- Casa de Veta Carrizosa (T28)
- Casa Cuartel Matalascañas (T29)

La localización de estas estaciones se puede consultar en el Servidor de Mapas de la Estación Biológica de Doñana:

<http://mercurio.ebd.csic.es/seguiamiento>

Calendario y periodicidad

Los muestreos tendrán lugar en julio o agosto. Periodicidad anual.

Material

- Vehículo todo terreno
- GPS

- Azadilla
- 448 vasitos de plástico
- Agua jabonosa
- 2 cántaras de 5l
- Cámara fotográfica
- 32 cajas de plástico con tapa,
- 1 colador grande
- 2 pinzas entomológicas duras
- Lupa binocular
- 2 bandejas de plástico
- Tubos de plástico con tapón hermético
- Etanol
- Material para preparación de ejemplares (cajas entomológica, agujas de preparar, etiquetas)

Personal

2 técnicos especializados en la toma de muestras biológicas

Resultados

Se exponen en formato tabla, con las siguientes columnas:

Fecha en la que se ponen las trampas

Localidad

Transecto: A o B, de la misma localidad

Distancia: metros que distan desde el inicio del transecto al grupo de trampas de caída

Número de especies detectadas en cada unidad de trampeo

Linepithema humile: número de individuos de esta especie encontrados

Cataglyphis floricola: número de individuos de esta especie encontrados

Otras especies encontradas.

D.12.1.4. Seguimiento de mariposas diurnas (*Ropaloceros*)

Introducción

Las mariposas diurnas en Doñana han sido objeto de diversos estudios que han proporcionado un exhaustivo inventario (Haeger et al 1976, 2003). Sin embargo, a la hora de establecer un seguimiento a largo plazo parece poco conveniente centrarse en todas las especies inventariadas, ya que ello requeriría un esfuerzo considerable. Por el contrario, parece más oportuno establecer un seguimiento de especies indicadoras en base a los siguientes criterios:

-Tener valor indicador de algunos procesos y especialmente aquellos relacionados con el manejo de la vegetación, el acuífero o aquellas especies exóticas incorporadas recientemente.

-Ser poco abundantes o aun siendo abundantes en Doñana son raras en su entorno.

-Ser fácilmente reconocibles en el campo, de manera que un observador con unos conocimientos básicos pueda realizar conteos sin necesidad de capturarlas para su identificación.

Objetivos

Conocer las densidades relativas y variaciones interanuales y espaciales de las especies indicadoras seleccionadas: *Euchloe tagis*, *Issoria latonia*, *Melitaea phoebe*, *Plebejus argus*, *Cyaniris semiargus*, *Zizeeria knysna*, *Danaus plexippus*, *Danaus chrysippus* y *Cacyreus marshalli*. Adicionalmente, se registrarán otras especies detectadas durante los transectos.

D.12.1.4.1. Protocolo de censos de mariposas diurnas en transectos

Se han recorrido durante el año 2005 y hasta junio 2006 distintas zonas contabilizando durante 20 minutos las mariposas observadas. Paralelamente, se han recopilado datos de observaciones realizadas por técnicos y ayudantes de investigación tanto de la Estación Biológica de Doñana, como del Parque

Nacional de Doñana, especialmente aquellas relativas a las especies indicadoras seleccionadas. A la vista de la experiencia tomada tras los censos realizados, parece más conveniente eliminar la limitación de 20 minutos y por tanto registrar la duración del recorrido, ya que estos pueden verse influidos por el tiempo en la captura para identificación, toma de fotografías u otras incidencias.

Localidades de muestreo

Se han seleccionado distintos hábitat del Parque Nacional: Martinazo (Vera), Zona alcornoque Rodrigo Pérez (Matorral-Brezal), Encinillas altas (Matorral-Madroñal), Santa Olalla (lagunas peridunares), laguna del Zahillo (laguna-pinar dunar), Pinar de repoblación tratado y Naves (sabinar). En junio de 2005 se incluyeron dos nuevas localidades: el acebrón (bosque de galería) y los mimbrales, zona en restauración dentro del proyecto Doñana 2005 (Figura 27, ver también su localización en (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>)).

Cronología y periodicidad

2 días al mes, desde febrero a octubre. Anual

Material

- 1 Vehículo todo terreno
- 1 mochila
- 1 clave de identificación
- Cámara fotográfica
- Libreta
- Lápiz



Figura 27. Transectos de mariposas: 1 Naves. 2 Pinar de repoblación tratado. 3 Zahillo. 4 Santa Olalla. 5 Rodrigo Pérez. 6 Palacio-Bolín. 7 Martinazo. 8 Encinillas altas. 9 Mimbrales y 10 Acebrón.

Personal

1 técnico con experiencia en identificación de mariposas en vuelo.

Resultados

La información se ha archivado en una hoja excell, anotando en cada registro localidad, una clave, diferenciando si el registro se ha realizado durante un transecto (cen) o es una observación no sistemática (ob); fecha, en los censos y hora de inicio y final de los transectos, nº de ejemplares, especie, observaciones y autor de las observaciones.

Los resultados presentados en el tomo II recogen los registros existentes de cada una de las especies indicadoras seleccionadas. Además, se añade una tabla de los meses en que se ha detectado volando y una tabla con los resultados totales por meses de las especies observadas en los censos.

Referencias bibliográficas

Fernandez Haeger, J., Garcia Garcia, I. & Amat, J. A., 1976. Guía de las Mariposas de Doñana, *Naturalia Hispanica*, 6: 12-28.

Fernández Haeger, J, Luque, G., Reyes, J., & Jordano, D., 2003. Caracterización de las comunidades de mariposas de la cuenca del río Guadiamar. En **Ciencia y Restauración del Río Guadiamar**. Consejería de Medio Ambiente. Junta de Andalucía.

D.12.2. Seguimiento del cangrejo rojo de las marismas (*Procambarus clarkii*)

Asesores Científicos: Paloma Alcorlo, María Crehuet y Ángel Baltanás. Dpto. Interuniversitario de Ecología de Madrid. Universidad Autónoma de Madrid.

Introducción

El cangrejo rojo de las marismas o cangrejo americano es una especie introducida por primera vez en el Bajo Guadalquivir en 1974 (Habsburgo-Lorena, 1986) que se distribuye en la actualidad por toda la marisma del PND y en la mayor parte de las lagunas de los mantos eólicos. Su capacidad de colonizar y ocupar el espacio solo se ve limitada por la salinidad de las aguas y, sobre todo, del suelo durante la fase de estiaje, momento en que depende de las aguas intersticiales para superar la fase seca de la marisma (Montes *et al.*, 1993; Bravo, 1998).

Se puede afirmar que el cangrejo rojo de las marismas se ha convertido, desde su introducción, en una especie clave para el funcionamiento de los ecosistemas acuáticos de Doñana y las comunidades de vertebrados que en ellos se apoyan (Gutiérrez-Yurrita y Montes, 1997), lo que justifica su seguimiento y control.

Objetivos

Con el seguimiento del cangrejo rojo de las marismas (*Procambarus clarkii*) se pretenden alcanzar los siguientes objetivos:

Estimar la biomasa existente de esta especie y su distribución espacial, con especial énfasis en la marisma del Parque Nacional

Describir la evolución interanual de ambos parámetros y su relación con las variables del medio físico

Describir el estado de sus poblaciones, en orden a determinar su posible impacto ambiental y las posibles actuaciones de manejo de las mismas.

D.12.2.1. Protocolo para la determinación de capturas por unidad de esfuerzo y estructura de tallas como parámetros poblacionales para el seguimiento del cangrejo rojo de las marismas

El método consiste en la disposición de artes de pesca (nasas) distribuidas en ambientes homogéneos en la estación de muestreo. El número de nasas a disponer dependerá de cada estación de muestreo. En general, se dispondrán tantas nasas como sea posible a una distancia no menor a 5 metros entre ellas, con un máximo de cinco. Para las estaciones seleccionadas que se relacionan más adelante, las nasas se dispondrán en tres grupos de tres nasas cada uno, separadas las nasas entre sí al menos 5 metros y los grupos entre sí al menos 50 metros. Cada grupo de nasas se considerará una unidad de esfuerzo.

Las nasas serán del tipo “Cameronera”, de doble muerte con luz de malla de 4 mm., vela simple y longitud aproximada de 3 m., con relación 1:1 entre la vela y el cuerpo de la nasa.

Se colocarán sobre el terreno, dejando siempre parte del copo por encima de la superficie del agua. El aro de entrada debe estar, por el contrario, lo más sumergido posible y al menos la boca debe quedar siempre por debajo de la superficie del agua. Esta colocación aminora los posibles efectos sobre las aves nadadoras y disminuye la mortandad de los anfibios y reptiles capturados en ellas.

La revisión se realizará entre las 12 y las 24 horas de funcionamiento, habiéndose mantenido al menos una noche en actividad.

La disposición sobre el terreno será apoyadas sobre macoyas de vegetación o la propia orilla del humedal o laguna, aprovechando estos elementos para elevar el copo y permitir la aireación de las nasas.

La retirada de las muestras se hará por nasa, anotando en cada caso los ejemplares de cangrejo capturados con mención a los siguientes parámetros: a) longitud total, b) anchura del cefalotórax (de los primeros 20 ejemplares),

c) longitud del cefalotorax (de los primeros 20 ejemplares), d) sexo, e) forma sexual (I o II) y f) observaciones particulares. Para cada nasa se medirá el peso conjunto de los cangrejos contenidos en ella mediante el empleo de una pesola. Cuando la muestra obtenida supere los 100 ejemplares se obviarán las medidas a, b, c, d y e en los ejemplares de las nasas siguientes a la que contiene el ejemplar nº 100, debiéndose medir el resto de los ejemplares de la nasa en que éste se encuentra.

Se anotarán los datos referentes a las capturas de otros ejemplares de cualquier especie, aunque no tengan protocolo específico para ellas.

Localidades de muestreo

Las localidades de muestreo para esta especie son las que se listan a continuación, estando referido el código a la red general de estaciones de muestreo de ecosistemas acuáticos.

1	Laguna Dulce	34	Caño de la Caquera
7	Laguna del Navazo del Toro	37	Caño Guadamar-FAO
9	Laguna del Sopotón	39	Lucio Ánsares. R. los Corros
12	Laguna del Hillo Rosado	40	Lucio del Membrillo
13	Laguna de la Espajosa	42	Caño Travieso
15	Charco de la Boca	43	Caño. Travieso. Leo Biaggi
17	L. Mata de los Domínguez	46	Honduras del Burro
18	Laguna de Caño Salado	49	Lucio de Marilópez
21	Caño de Cerrabarba	52	Arroyo de la L. de los Reyes
24	Caño de Guadamar Alto	53	Caño Marín
26	Veta Hornito	54	Arroyo del Partido
28	Vuelta de la Arena	55	Braza de la Torre-Veta Adalid
29	Laguna del Hondón	59	Marisma RBD
30	Marisma del Rocío	61	La Escupidera
31	Laguna de los Mimbrales	62	Caño Mayor

Calendario

Dos muestreos anuales, uno en otoño-invierno, una vez que los cuerpos de agua se han llenado y se han estabilizado sus condiciones ambientales, con objeto de documentar los reclutamientos de la especie, y otro durante la fase

de estabilización, en primavera (abril-mayo) con objeto de documentar la estructura reproductora de la población.

Material

a) de uso no exclusivo

- 1 vehículo todoterreno con capacidad para cinco plazas y carga
- 1 barca motora tipo zodiac apta para trabajar en los caños afluentes al río Guadalquivir, la marisma y sus caños
- 2 caballerías con serones
- 1 frigorífico de laboratorio de temperatura mínima 4°C
- 1 congelador de laboratorio de temperatura mínima -20°C

b) de uso exclusivo

- 40 nasas camaroneras.
- 10 baldes de diferentes tamaños para separar las fracciones de la muestra durante los trabajos de determinación y medida.
- 5 sacos de red camaronera para el manejo y pesado de los especímenes.
- 5 pesolas de diferentes rangos, entre 100 y 20000 gramos.
- 2 reglas de medida con tope en el 0.
- 2 calibres.
- 5 cajas de material plástico 40x60 y 40 cm de altura (aprox) para transporte de material y muestras.
- 1 nevera de 50 l de capacidad para transporte de muestras refrigeradas.
- 10 acumuladores de frío.
- Botes y bolsas de cierre hermético para la fijación y transporte de muestras.
- Grapadora.
- Cinta aislante blanca.
- Marcadores indelebles, lápices, etiquetas adhesivas y otros marcadores.

Personal

1 técnico superior, especializado en la toma de muestras biológicas, con conocimientos en manejo de claves científicas en general y familiarizado en particular con el cangrejo rojo y los organismos acuáticos presentes en los humedales. Formación específica para este protocolo. Realizará tareas de dirección técnica de los muestreos bajo la supervisión del director de área, identificación y toma de medidas "in situ", fijado y etiquetado de muestras y comprobación y autorización de las fichas de campo.

1 auxiliar de campo, no especializado, que realizará tareas de apoyo al técnico superior en la instalación de las artes y manejo de los especímenes para su determinación y medida.

Ambos trabajan con dedicación del 60% de la jornada anual, en trabajos que pueden conllevar extensión de la jornada laboral diaria, en ocasiones fuera del horario y calendario habituales, según necesidades del muestreo y con riesgos laborales derivados del manejo de vehículos a motor o semovientes, la necesidad de trabajar a la intemperie, en zonas pantanosas de profundidad variable, sobre fango y barro, en contacto con muestras biológicas y del manejo de productos químicos de baja peligrosidad.

Resultados

Se obtendrán dos tablas de doble entrada, con las variables en columnas y los casos en filas. Las dos primeras variables, comunes para las dos tablas, definen cada caso en las dimensiones temporal y espacial.

Fecha. La de realización del muestreo.

COD. Código de la estación de muestreo. Referido a la red general de estaciones de muestreo de ecosistemas acuáticos. La red de estaciones de muestreo permite no solo posicionar geográficamente las localidades para las que se describe la comunidad, sino también obtener y relacionar con la composición taxonómica cualquier información existente relativa al hábitat, calidad del agua, meteorología durante el muestreo, etc.

La primera tabla se refiere a las **capturas por unidad de esfuerzo**. Las variables propias de esta tabla son las siguientes:

Nasa. Identificación alfanumérica (máximo tres dígitos) del arte empleado en la captura. Cuando se colocan nasas en grupos de tres, como se ha indicado en el protocolo, el primer dígito (centenas) hace referencia al grupo, el segundo es un cero y el tercero identifica individualmente cada nasa dentro del grupo.

Nt. Número de individuos en cada nasa.

Pt. Peso total en gramos de los individuos capturados en cada nasa

La segunda tabla se refiere a la **estructura poblacional**. Las variables exclusivas de esta tabla son las siguientes:

Lt. Longitud total del individuo. Medida desde el extremo anterior del rostro al extremo posterior del telson. Expresada en mm.

Lc. Longitud del cefalotórax. Medida desde el extremo anterior del rostro al punto medio posterior del cefalotórax. Expresada en mm.

Ac. Anchura del cefalotórax. La manga del individuo, excluidos los pereopodos. Expresada en mm.

Sx. Sexo. Macho (M) o Hembra (H). No cabe la posibilidad de indeterminación debido a lo conspicuo de los caracteres sexuales externos.

FS- Forma o estatus sexual. Maduros (I) o inmaduros (II).

Referencias bibliográficas

Bravo, M. A. 1998. **El cangrejo rojo de las marismas: biología, ecología aspectos socioeconómicos de su explotación comercial y análisis de compatibilidad con la conservación de los espacios naturales en el Bajo Guadalquivir.** Tesis de Maestría. I Maestría en Conservación y Gestión del Medio Natural. Universidad Internacional de Andalucía. Sede Iberoamericana. La Rábida. Huelva. España.

Gutierrez Yurrita, P.J. y C. Montes 1997. **El cangrejo rojo de la marisma, una especie clave en los ecosistemas del Parque Nacional de Doñana.** *Sede para el estudio de los Humedales Mediterráneos SEHUMED* 11-12.

Habsburgo-Lorena, A. S. 1986. El Cangrejo Rojo de las Marismas. Historia de una introducción. En: **Jornadas de estudio del Cangrejo de Río.** Gobierno Vasco. Departamento de Agricultura y Pesca. Vitoria.

Montes, C.; Bravo, M. A.; Gutiérrez-Yurrita, P. J.; Baltanás, A. y Duarte, C. 1993. **Bases ecológicas para la gestión integral del cangrejo rojo de la marismas (*Procambarus clarkii*) en el Parque Nacional de Doñana**. Informe final. Dpto. Interuniversitario de Ecología, Univ. Autónoma de Madrid.

D.12.3. Seguimiento de los macroinvertebrados acuáticos

Asesor científico: Andy Green (Estación Biológica de Doñana, CSIC) y Andrés Millán (Departamento de Ecología, Universidad de Murcia)

Introducción

De entre todos los organismos que habitan en los ecosistemas acuáticos, los invertebrados son, junto a los macrófitos, los mejores indicadores de su calidad al estar su desarrollo íntimamente ligado a las características intrínsecas de los sistemas en que se desarrollan y poseer una movilidad y capacidad de huída en caso de necesidad muy limitada en comparación con otros grupos animales, como anfibios, reptiles y sobre todo, aves y mamíferos. Por ello, asistimos en la actualidad a un uso creciente de los invertebrados acuáticos en el seguimiento y manejo de los ecosistemas acuáticos, habiendo sido empleados ampliamente en la determinación de la calidad en ríos (Armitage, *et al.*, 1983; Alba-tercedor y Sánchez-Ortega, 1988; Rosemberg y Resh, 1993; Alba-tercedor *et al.*, 2002) y bastante menos en humedales y lagos (Sahuquillo *et al.*, 2004) medios estos para los que han sido habitualmente preferidos los macrófitos. A este valor indicador hay que añadir el valor intrínseco de los invertebrados en su contribución a la biodiversidad total de un espacio cualquiera. En este sentido cabe señalar que de las cerca de 2000 nuevas especies animales descritas desde 1978 hasta 1994 en territorio ibérico-balear la mayor parte corresponden a los invertebrados -insectos, arácnidos y nemátodos principalmente- (Esteban y Sanchiz, 1997) y que sólo el orden de los coleópteros reúne un tercio de las especies animales descritas hasta la fecha (Ribera *et al.*, 2002).

El papel funcional de los invertebrados acuáticos es el de productores secundarios, transformando la materia orgánica generada por los productores primarios y poniéndola a disposición de los depredadores en niveles tróficos superiores. Este papel de puente se realiza tanto desde el compartimento de los macrófitos y el fitoplancton como desde la materia orgánica particulada y sedimentada que forma parte del detritus del fondo. Ambas vías, detritívora y

herbívora, alcanzan proporciones diferentes según el estado trófico del sistema, siendo la comunidad de invertebrados indicadora de estas disfunciones que acompañan a los estados de eutrofía o sistemas de aguas turbias.

Por otra parte, la cantidad de biomasa y energía que la comunidad de invertebrados pone a disposición de los niveles tróficos superiores es un parámetro a tener en cuenta para evaluar la capacidad de carga de los ecosistemas acuáticos como soporte de poblaciones que pueden resultar de interés, como las que involucran a especies de distribución restringida, raras o amenazadas. Por todo ello se ha considerado que los invertebrados acuáticos son un aspecto del medio cuyo seguimiento es importante contemplar desde el principio en este plan.

Objetivos

Con el seguimiento de los macroinvertebrados acuáticos se pretenden alcanzar tres objetivos principales:

Estimar la biodiversidad de este grupo de organismos y describir su evolución en el tiempo.

Conocer la biomasa que este grupo de organismos pone a disposición de sus depredadores naturales, como indicador del valor de estos ecosistemas para el mantenimiento de otras poblaciones animales de interés.

D.12.3.1. Protocolo para prospecciones extensivas de macrobentos acuático.

Recolección cualitativa. Mangueros.

La técnica de manguero consiste en filtrar agua y sedimentos en resuspensión a través de una malla entomológica de bentos. La cantidad de agua a filtrar depende de la longitud y el número de las pasadas y de la sección de la manga empleada. Sin embargo, al tratarse de un muestreo cualitativo, el tiempo de manguero no tiene tanta influencia en la potencial cantidad de especies como el

número de ambientes diferentes que se exploren. El tiempo, por tanto, será determinado por la experiencia del encargado de muestreo con base en la complejidad de cada medio o estación de muestreo y hasta que aparentemente no aparezcan nuevas especies. Para obtener una muestra representativa de carácter cualitativo del macrobentos en un ecosistema acuático se debe manguear de manera estratificada en la totalidad de los ambientes (macro y mesohábitas) reconocibles. Estas muestras se fijarán y almacenarán en recipientes separados, indicando en la etiqueta la fecha, lugar, mediante los códigos oportunos, hábitat a que corresponde, y persona o personas que han realizado el muestreo.

Los mangueros deben dirigirse al fondo de la cubeta, donde se encuentra el macrobentos asociado al sedimento, a los espacios entre la vegetación de orilla y fondo, con movimientos de vaivén para levantar el máximo número de individuos posible, pasando la manga varias veces por la nube de sedimento generada. Para la fauna intersticial en lechos de granulometría media o gruesa se procederá a recoger volúmenes de sedimento con las manos lavándolos sobre la manga. Las grandes piedras o bloques pequeños se frotarán individualmente sobre la manga abierta. Los grandes bloques se frotarán colocando la manga en posición tal que recoja, con pequeños movimientos los ejemplares desprendidos. Hay que tener presente el movimiento del agua en lugar de muestreo de manera que la posición de la manga sea tal que el agua tienda a pasar a su través. Esto es más evidente para cauces en los que existe un sentido de la corriente claro. Para el muestreo en lechos de sedimento fino se acudirá a la draga o los tubos de muestreo de diferente diámetro. En situaciones de columnas de agua con profundidades superiores a los 100 cm, se pueden emplear cilindros con cerrado a distancia o las dragas de mano. Para la mayor parte de los medios existentes en Doñana los tubos de mano serán suficientes.

Fijación, lavado y conservación.

Para las muestras cualitativas la mejor manera de conservarlas es lavando y separando la mayor cantidad de especímenes directamente sobre el terreno.

Esta práctica, además, permite estimar con mayor precisión el momento en que dejan de aparecer nuevas especies, y así detener el muestreo.

Las muestras recogidas en la manga se pasan, eliminando de la muestra los materiales más groseros (palos, vegetación desprendida, piedrecillas, etc.) después de lavarlos sobre la propia manga para no perder organismos que pudieran ir adheridos a ellos, a la batea de plástico de tamaño A2. En ella, mediante adición de agua limpia y con la ayuda de pinzas, aspirador de boca, agujas y pinceles, se procede a separar los macroinvertebrados de los materiales que forman parte del sedimento y que se han recogido en la manga y a guardarlos en una duquesa de plástico. Finalmente, para asegurar que la muestra es lo más completa posible y que no se nos escapan individuos de pequeño tamaño, procedemos a añadir agua a la batea, mezclar bien el contenido formando una solución turbia con sedimento resuspendido, y a llenar la duquesa con este líquido. Con ayuda de la propia manga procedemos entonces a eliminar el agua de la duquesa colocando la tela de la manga a modo de filtro tenso en la boca y volcando la duquesa. Repetimos esta operación dos o tres veces, aumentando la cantidad de muestra en el bote y, finalmente, tras eliminar el agua por última vez, llenamos el bote con etanol al 70% con glicerina hasta arriba y lo cerramos.

Etiquetado de las muestras

La muestra se etiqueta mediante papel autoadhesivo y se rellenan los datos indicados con anterioridad empleando para ello lápiz de grafito. Nunca se deben emplear estilográficas, bolígrafos o rotuladores, ya que la tinta se desprende y borra con facilidad al contacto con el agua o el formol o alcohol.

Transporte y tratamiento posterior.

Las muestras obtenidas se llevarán a laboratorio, donde se procederá a su lavado, separación e identificación a niveles taxonómicos superiores, generalmente hasta orden o familia, según los grupos. Para los niveles de género y especie se requiere la participación de expertos para la mayoría de los grupos.

Localidades de muestreo.

La idea básica de estas prospecciones es recoger la máxima diversidad posible, para ello, el técnico responsable de la prospección diseñará el itinerario teniendo en cuenta los siguientes criterios:

Los lugares donde existen citas de especies singulares

Lugares que representen en conjunto la mayor heterogeneidad de hábitat

Lugares recientemente modificados por cualquier causa, ya sea ésta natural o artificial

Lugares de donde se tienen datos escasos o todavía sin prospectar.

El desarrollo metodológico es sencillo y se basa en la prospección exhaustiva, en función de las condiciones meteorológicas del año en curso, de la mayor cantidad posible de cuerpos de agua, durante la fase de máxima actividad, coincidente con la primavera tardía inicios de verano, antes de que las temperaturas del agua sean excesivas, la profundidad escasa y se produzca el declive general de los tipos biológicos temporales.

Calendario de muestreo

Este protocolo se aplicará con periodicidad variable, dependiendo de las condiciones de inundación de los cuerpos de agua, de manera continuada. Sin embargo, se prevé que una misma estación de muestreo no se visite con intervalo menor a tres años.

Resultados

Los resultados de estos muestreos cualitativos se expresarán en tabla de doble entrada, con las variables en columnas y los casos en filas. Las dos primeras variables definen cada caso en las dimensiones temporal y espacial.

Las variables a obtener son las siguientes:

Código. Referido a la red general de estaciones de muestreo de ecosistemas acuáticos. La red de estaciones de muestreo permite no solo posicionar geográficamente las localidades para las que se describe la comunidad, sino también obtener y relacionar con la composición taxonómica cualquier información existente relativa al hábitat, calidad del agua, meteorología durante el muestreo, etc.

Fecha. La de la toma de muestra en campo.

Localidad (opcional). Topónimo de la estación de muestreo. Es opcional ya que la localidad está suficientemente documentada con su referencia a la red general de estaciones de muestreo de ecosistemas acuáticos, pero puede ayudar a la comprensión de las tablas cuando se consultan independientemente del sistema de información geográfica.

Grupos taxonómicos. Dependiendo del nivel de determinación, ya que se pretende que se llegue al nivel específico, se obtendrán tantas variables como taxones se determinen. Se especifica en cada caso presencia/ausencia.

D.12.3.2. Protocolo para muestreo de comunidades de macrobentos.

El objetivo de este método es obtener información acerca de la composición estructural y funcional de la comunidad, mediante procedimientos de muestreo estandarizados que permiten obtener información semicuantitativa y determinación taxonómica también intermedia, variable según los grupos pero siempre a realizar por el ESPN, sin precisar de la colaboración de grupos externos.

Recolección cuantitativa. Cores y nasas

El muestreo se realizará sobre la fauna bentónica, empleando para ello cilindros de 20 cm de diámetro, los cuales se apoyarán sobre el fondo y se procederá al filtrado del agua en ellos contenida mediante tamices de 500 μm de luz o menor. Se tomarán cinco réplicas en cada estación.

Otro método específico para aquellas especies neotónicas es el uso de nasas como trampas de caída, situadas según se indica para el estudio de cangrejos. En general, se colocarán un máximo de cinco nasas camaroneras distribuidas aleatoriamente a lo largo de la orilla, hasta una profundidad no mayor a 50 cm. Ocasionalmente, cuando así se precise para el estudio de cangrejos, las nasas se colocarán en grupos de tres, separados los grupos entre sí más de 50 metros, considerándose cada grupo como una unidad de esfuerzo, y colocando un mínimo de tres grupos.

Los ejemplares caídos en estas trampas son recogidos, identificados hasta el máximo nivel taxonómico posible y contados directamente en campo. En caso de identificaciones dudosas se procederá a su retirada, marcado y posterior identificación en laboratorio, tal como se definió en el D.12.3.1.

Localidades de muestreo.

1	Laguna Dulce	34	Caño de la Caquera
7	Laguna del Navazo del Toro	37	Caño Guadamar-FAO
9	Laguna del Sopetón	39	Lucio Ánsares. R. los Corros
12	Laguna del Hilillo Rosado	40	Lucio del Membrillo
13	Laguna de la Espajosa	42	Caño Travieso
15	Charco de la Boca	43	Caño. Travieso.Leo Biaggi
17	L. Mata de los Domínguez	46	Honduras del Burro
18	Laguna de Caño Salado	49	Lucio de Marilópez
21	Caño de Cerrabarba	52	Arroyo de la L. de los Reyes
23	Laguna del Carrizal	53	Caño Marín
24	Caño de Guadamar Alto	54	Arroyo del Partido
26	Veta Hornito	55	Brazo de la Torre-Veta Adalíd
28	Vuelta de la Arena	59	Marisma RBD
29	Laguna del Hondón	61	La Escupidera
30	Marisma del Rocío	62	Caño Mayor
31	Laguna de los Mimbrales		

Calendario de muestreo

Dos muestreos anuales, uno en otoño-invierno, una vez que los cuerpos de agua se han llenado y se han estabilizado sus condiciones ambientales, dando tiempo a la eclosión de las formas más tempranas, y otro durante la fase de estabilización, en primavera (abril-mayo) con objeto de capturar aquellas formas más tardías pero de mayor permanencia de la comunidad.

Resultados

Se obtendrá una tabla de doble entrada, con las variables en columnas y los casos en filas. Las dos primeras variables definen cada caso en las dimensiones temporal y espacial.

Fecha. La de realización del muestreo.

Código. Referido a la red general de estaciones de muestreo de ecosistemas acuáticos. La red de estaciones de muestreo permite no solo posicionar geográficamente las localidades para las que se describe la comunidad, sino también obtener y relacionar con la composición taxonómica cualquier información existente relativa al hábitat, calidad del agua, meteorología durante el muestreo, etc.

Localidad (opcional). Topónimo de la estación de muestreo. Es opcional ya que la localidad está suficientemente documentada con su referencia a la red general de estaciones de muestreo de ecosistemas acuáticos, pero puede ayudar a la comprensión de las tablas cuando se consultan independientemente del sistema de información geográfica.

Tipo de muestra. Indica si ha sido una muestra tomada de fauna en el agua o de la infauna que se encuentra en el sedimento.

Método. Indica si la muestra ha sido tomada mediante Core o mediante el empleo de nasa.

Réplica. Identifica individualmente cada una de las réplicas que se han tomado, ya sean nasas o cores.

Grupos taxonómicos. Dependiendo del nivel de determinación, ya que no se pretende llegar a nivel específico este nivel será, como máximo, familia. Las unidades a emplear son cuantitativas discontinuas (número de ejemplares). Tricladés (planarias), Oligoquetos, Moluscos, Anostráceos, Triops, Ostracodos ml, Anfípodos, Daphnia, Palaemonetes sp, Efemeropteros, Odonatos (larvas), Notonectidos, Naucoridos, Nepidos, Corixidos, Hydrometridos, Gerridos,

Ochteridos, Pleidos, Dytiscidos, Hydrofilidos, Curculionidos, Coleopteros (spp), Culicidos, Quironomidos, Diptera (spp)

D.12.3.3. Protocolo para la detección de cangrejo mitón chino y otras especies de crustáceos plaga y el seguimiento de invertebrados en el Estuario del Río Guadalquivir

Este protocolo se realiza conjuntamente con el de peces en el estuario. Tanto los procedimientos como el calendario, estaciones de muestreo y el material y personal necesarios son comunes, diferenciándose finalmente en la tabla de resultados obtenida que hace referencia exclusiva en este caso a las especies de macroinvertebrados.

Resultados

Se obtendrá una tabla de doble entrada, con las variables en columnas y los casos en filas. Las dos primeras variables definen cada caso en las dimensiones temporal y espacial.

Código. Referido a la red general de estaciones de muestreo de ecosistemas acuáticos. La red de estaciones de muestreo permite no solo posicionar geográficamente las localidades para las que se describe la comunidad, sino también obtener y relacionar con la composición taxonómica cualquier información existente relativa al hábitat, calidad del agua, meteorología durante el muestreo, etc.

Fecha. La de realización del muestreo.

Nasa. Identificación numérica del arte empleado en la captura

Especie. O nivel taxonómico de máximo detalle. Nomenclatura científica latina.

N. Número de individuos en cada nasa.

P. Peso total en gramos de los individuos capturados de cada especie o grupo taxonómico considerado

Material

a) de uso no exclusivo

- 1 vehículo todoterreno con capacidad para cinco plazas y carga
- 1 barca motora tipo zodiac apta para trabajar en los caños afluentes al río Guadalquivir, la marisma y sus caños
- 2 caballerías con serones
- 1 frigorífico de laboratorio de temperatura mínima 4°C
- 1 congelador de laboratorio de temperatura mínima -20°C

b) de uso exclusivo

- 20 nasas camaroneras
- Manga entomológica de bentos pentagonal de unos 25 cm de ancho y 15 de alto, fondo de 30 centímetros y luz de malla de 0,5 mm.
- Corer de 20,0 cm de diámetro
- Coladores
- Duquesas de plástico de diferentes capacidades entre 100 cc y 2000 cc.
- Columna de tamices hasta 0,1 mm de luz.
- Bateas de plástico de diferentes tamaños.
- 10 baldes de diferentes tamaños para separar las fracciones de la muestra durante los trabajos de determinación y medida
- 5 cajas de material plástico 40x60 y 40 de altura (aprox) para transporte de material y muestras
- 1 nevera de 50 l de capacidad para transporte de muestras refrigeradas
- 10 acumuladores de frío
- Botes y bolsas de cierre hermético para la fijación y transporte de muestras
- Etanol desnaturalizado (70%) con glicerina
- Etiquetas y rotuladores indelebles de punta fina
- Cuchara, pinzas, agujas enmangadas, aspirador de boca y pinceles

Personal

1 técnico superior, especializado en la toma de muestras biológicas, con conocimientos en manejo de claves científicas en general y familiarizado en particular con la fauna de invertebrados peninsular. Formación específica para este protocolo. Realizará tareas de dirección técnica de los muestreos bajo la supervisión del director de área, identificación y toma de medidas "in situ", fijado y etiquetado de muestras y comprobación y autorización de las fichas de campo. También realiza tareas de lavado y determinación de muestras en laboratorio, grabación de datos y procesado primario de resultados. 100% jornada anual.

1 auxiliar de campo, no especializado, que realizará tareas de apoyo al técnico superior en la instalación de las artes. 50% jornada anual.

Ambos participan en trabajos que pueden conllevar extensión de la jornada laboral diaria, en ocasiones fuera del horario y calendario habituales, según necesidades del muestreo y con riesgos laborales derivados del manejo de vehículos a motor o semovientes, la necesidad de trabajar a la intemperie, en zonas pantanosas de profundidad variable, sobre fango y barro, en contacto con muestras biológicas y del manejo de productos químicos de baja peligrosidad.

Referencias bibliográficas

Alba-Tercedor, J. y Sánchez-Ortega, A. 1988. Un método rápido y simple para evaluar la calidad biológica de las aguas corrientes basado en el de Hellawell (1978). *Limnetica* 4: 51-56

Alba-Tercedor, J.; Jáimez-Cuéllar, P.; Álvarez, M.; Avilés, J.; Bonada, N.; Casas, J.; Mellado, A.; Ortega, M.; Pardo, I.; Prat, N.; Rieradevall, M.; Robles, S.; Sáinz-Cantero, C. E.; Sánchez-Ortega, A.; Suárez, M. L.; Toro, M.; Vidal-Abarca, M. R.; Vivas, S. y Zamora-Muñoz, C. 2002. Caracterización del estado ecológico de los ríos mediterráneos ibéricos mediante el índice IBMWP (antes BMWP'). *Limnetica* 21(3-4): 175-185.

Armitage, P. D.; Moss, D.; Wright, J. F. y Furse, M. T. 1983. The performance of a new biological water quality score system based on macroinvertebrates over a wide range of unpolluted running-waters. *Water research*, 17: 333-347

Esteban, M. y Sanchiz, B. 1997. Descripción de nuevas especies animales de la Península Ibérica e islas Baleares (1978-1994): tendencias taxonómicas y listado sistemático. *Graellsia*, 53: 111-175.

Ribera, I.; Aguilera, P. Hernando, C, y Millán, A. 2002. Los coleópteros acuáticos de la Península Ibérica. *Quercus*, 201: 38-42.

Rosemberg D. M. y Resh V. H. (Eds.)1993 *Freshwater biomonitoring and benthic macroinvertebrates*. Chapman & Hall. New York.

Sahuquillo, M.; Poquet, J. M.; Rueda, J. y Miracle, M. R. 2004. Macroinvertebrados de humedales costeros mediterráneos y su valor como indicadores ecológicos. En: *Libro de Resúmenes. IV Congreso Ibérico de Limnología*. Porto-Portugal.

D.12.4 Seguimiento de explosiones demográficas de invertebrados

Introducción

Es bastante común entre los invertebrados, y especialmente entre aquellos que tienen fase acuática en su ciclo de vida, que los ciclos se desarrollen de manera sincrónica en toda la población de manera que, cuando se producen las condiciones ambientales adecuadas, toda o la mayor parte de la misma pasa al estadio siguiente en el transcurso de un tiempo corto, que puede ser desde unos pocos días hasta unas pocas horas en algunos casos. Al margen del significado evolutivo que este hecho pueda tener, lo cierto es que estas eclosiones sincrónicas tienden a ser especialmente espectaculares en algunos casos, potencialmente peligrosas en otros y siempre objeto de estudio para dilucidar las causas que las motivan. El registro de tales eventos, junto a las condiciones ambientales en que ocurren resulta ser de gran utilidad para ahondar en el conocimiento de estos fenómenos.

Objetivos

Con el seguimiento de las explosiones demográficas se pretende, básicamente, componer un registro sistemático de todas los acontecimientos de este tipo que ocurran en el área, con indicación no solo de la fecha y la especie o especies implicadas, sino también de aquellos parámetros ambientales o hechos paralelos que puedan estar en el origen del evento.

D.12.4.1. Protocolo

El método a seguir es sencillo desde un punto de vista teórico, aunque muy complejo desde el punto de vista operativo, ya que implica especies de todo tipo en todos los ambientes y de manera impredecible. No tiene, por tanto, un desarrollo metodológico concreto, sino que se basa en relacionar los datos mínimos y la forma en que han de tratarse y custodiarse. El desarrollo de este punto queda pendiente del desarrollo de la base de datos, y la forma de acceder a la información en campo está supeditada a la labor sobre el terreno realizada no solo por todos los técnicos del ESPN o los investigadores, si no también por la guardería del parque nacional, técnicos de todas las áreas del mismo, personal de obras y servicios, visitantes incluso, que puedan dar la alarma sobre un evento de este tipo. La habitual espectacularidad del hecho es, en este caso, un aspecto que favorece generalmente su detección, aunque la corroboración y documentación del mismo deban ser realizados por personal especializado.

Resultados

Se obtendrá una tabla de doble entrada, con las variables en columnas y los casos en filas. Las tres primeras variables definen cada caso en las dimensiones temporal y espacial.

Fecha. La de ocurrencia de la observación inicial o primera.

UTM X. Coordenada UTM longitud

UTM Y. Coordenada UTM latitud

Especie. La especie implicada

Descripción del evento. Un campo texto con la descripción de la forma en que se ha desarrollado u observado la explosión demográfica, en el que se expliciten aspectos tales como hora de comienzo y fin, cuando se conocen, meteorología, y otros aspectos que puedan ayudar a la descripción precisa del evento.

D.13. Seguimiento de especies de flora catalogada, rara o amenazada y/o poco representadas

Asesor científico: Pedro Jordano. Estación Biológica de Doñana (CSIC).

Introducción

Las recolecciones y prospecciones sistemáticas de la flora de Doñana se iniciaron a mediados de los años sesenta del siglo XX. Los primeros datos florísticos de Doñana están incluidos en unas notas corológicas de la provincia de Huelva (Cabezudo, 1974). Posteriormente se publica el catálogo de plantas de Doñana, que incluía unos 480 taxones (Galiano y Cabezudo, 1976; Cabezudo, 1979). A finales de la década de los años setenta se realiza un ambicioso estudio sobre la vegetación del Parque de Doñana en el que se incluyen un buen número de nuevas citas (Castroviejo *et al.*, 1980; Rivas-Martínez *et al.*, 1980). Las novedades florísticas se han ido sucediendo en el tiempo e incluso se han descrito nuevas especies a partir de material recogido en la comarca de Doñana, como *Linaria tursica* (Valdés y Cabezudo, 1977), *Micropyropsis tuberosa* (Romero y Cabezudo, 1983), *Nasturtium valdes-bermejoi* (*Rorippa valdes-bermejoi*) (Castroviejo, 1986), *Daucus arcanus* (García Martín y Silvestre, 1990) o *Adenocarpus gibbsianus* (Castroviejo y Talavera, 1998). La flora vascular de Doñana catalogada hasta ahora asciende a 838 taxones, de los que 818 son angiospermas, sobresaliendo la familia de las gramíneas, seguida por compuestas y leguminosas (Cobo *et al.*, 2003).

En el ámbito de la conservación de especies amenazadas el establecimiento del área de distribución debe considerarse un primer paso. En este sentido, el seguimiento de la distribución y abundancia de las especies de la flora catalogadas o incluidas en la “Lista Roja Nacional” se basa en el método propuesto por C. Herrera (1999) para el Parque Natural de las Sierras de Cazorla, Segura y Las Villas. Por otra parte, es necesario establecer un programa de seguimiento que permita seguir la evolución de las poblaciones en el tiempo, describiéndolas cualitativa y cuantitativamente, para descubrir sus tendencias poblacionales (Bañares, 2002).

Objetivos

Seguir la evolución temporal de las poblaciones de las especies vegetales vasculares incluidas en el “Catálogo Nacional de Especies Amenazadas” (Real Decreto 439/1990, de 30 de marzo y Real Decreto 1193/1998, de 12 de junio) y en el “Catálogo Andaluz de la Flora Silvestre Amenazada” (Decreto 104/1994, de 10 de mayo, de la Consejería de Cultura y Medio Ambiente de la Junta de Andalucía) presentes en el Parque Nacional y que no sean objeto de otro seguimiento específico (ver Tabla 15).

Tabla 15. Relación de especies vegetales incluidas en los catálogos nacional y andaluz y en la “Lista Roja de la Flora Vasculare Española” (LRFVE) presentes en el Parque Nacional de Doñana. Se indican sus grados de amenaza según las distintas listas: ER = en peligro crítico; E = en peligro de extinción; EN = en peligro; VU = V = vulnerable; DD = insuficientemente conocida.

FAMILIA	ESPECIE	LRFVE	Catálogo Andaluz	Catálogo Nacional
Caryophyllaceae	<i>Loeflingia baetica</i>		V	
Plumbaginaceae	<i>Armeria velutina</i>		V	
Cistaceae	<i>Tuberaria commutata</i>	DD		
Cruciferae	<i>Rorippa valdes-bermejoi</i>	CR		
Empetraceae	<i>Corema album</i>		V	
Crassulaceae	<i>Sedum lagascae</i> (<i>Sedum maireanum</i>)		V	
Leguminosae	<i>Genista ancistrocarpa</i>	EN		
	<i>Adenocarpus gibbsianus</i>	EN		
Lythraceae	<i>Lythrum baeticum</i>	EN		
Rhamnaceae	<i>Frangula alnus</i> subsp. <i>baetica</i>	VU	V	
Umbelliferae	<i>Thorella verticillatunidata</i>	VU	V	
	<i>Daucus arcanus</i>	VU		
Scrophulariaceae	<i>Linaria tursica</i>	VU	E	V
Hydrocharitaceae	<i>Hydrocharis morsus-ranae</i>	CR	V	
Gramineae	<i>Vulpia fontquerana</i>	VU	E	E
	<i>Micropyropsis tuberosa</i>	EN	E	
	<i>Gaudinia hispanica</i>	VU	V	
	<i>Stipa gigantea</i> subsp. <i>donyanae</i>	VU		

Conocer la distribución y abundancia en el Parque de las especies vegetales vasculares incluidas en los catálogos nacional y andaluz, así como las incluidas en la “Lista Roja de la Flora Vasculare Española” (UICN, 2000) (ver Tabla 15).

D.13.1. Protocolo de seguimiento de tendencias poblacionales de la flora catalogada

El seguimiento poblacional de las especies de flora catalogada se basa en la obtención de información cuantitativa de cobertura y densidad en parcelas fijas.

Parcela de estudio

Las parcelas se establecen en puntos donde previamente se ha cartografiado la presencia de alguna de las especies focales de seguimiento (*Armeria velutina*, *Corema album*, *Gaudinia hispanica*, *Linaria tursica*, *Loeflingia baetica*, *Micropyropsis tuberosa*, *Sedum lagascae*, *Vulpia fontquerana*, *Hydrocharis morsus-ranae*, *Thorella verticillatundata*) y se mantienen fijas a lo largo del tiempo.

A partir del punto central se traza un radio de 10 metros en las cuatro direcciones cardinales, estableciendo así las cuatro esquinas de la parcela (un cuadrado de aproximadamente 200 m² de superficie). Tanto el centro como las cuatro esquinas se localizan con ayuda de un GPS y se marcan en el campo.

Procedimiento en el campo

Una vez en la parcela se toman los siguientes parámetros:

Estructura de la vegetación. Se determina el número de estratos de vegetación dentro de la parcela, usando las siguientes categorías:

- A:** Arbóreo, abarca los árboles de más de 5 metros de altura.
- B:** Arbustivo, incluye los arbustos y árboles jóvenes, normalmente altura comprendida entre los 50 cm. y los 5 m
- C:** Herbáceo, normalmente vegetación no leñosa, pero también incluye las plántulas de árboles y arbustos.
- D:** Cobertura del suelo (musgos y líquenes).
- E:** Suelo desnudo.

Cada estrato puede estar dividido en varias capas o subestratos, en este caso se les asigna la letra correspondiente al estrato y un número indicando cada subestrato en orden decreciente de altura (por ejemplo **A1**, **A2**,...).

A cada estrato, o en su caso subestrato, se le estima su altura media (con ayuda de un clinómetro o reglas) y su cobertura aplicando la “Escala de Abundancia de Cobertura de Braun-Blanquet”, teniendo en cuenta que la suma de cobertura de todos los estratos puede superar el 100%:

5 = >75% cubierto.

4 = 50 – 75% cubierto.

3 = 25 – 50% cubierto.

2 = 5 – 25% cubierto.

1 = numerosas plantas o plantas esparcidas, pero cubriendo menos del 5%.

+ = pocas plantas, cobertura reducida.

a = plantas aisladas, cobertura muy reducida.

Composición de la vegetación. Se registran las especies con mayor cobertura dentro de cada estrato o subestrato (todas las de índice igual o superior a **2**), indicando su cobertura.

Se registran todas las especies catalogadas o incluidas en la “Lista Roja de la Flora Vasculare Española” (ver Tabla 15) presentes en cada estrato (independientemente de su índice de cobertura), indicando su cobertura, y se hace una estimación del número de ejemplares:

1: 1 a 10 individuos

2: 11 a 100 individuos

3: 100 a 1000 ejemplares

4: Más de 1000 ejemplares

Y una valoración de su estado fenológico:

1: Estado vegetativo. Los pies en flor o fruto no alcanzan el 25%

2: Más del 25% de los pies observados se encuentran en flor.

3: Aunque alcance el nivel 2, más del 25% de los pies se encuentran en fruto.

Localidades de muestreo

Las parcelas para el estudio de una o varias especies de hábitats afines se distribuyen como sigue (ver Tabla 16):

2 parcelas en la zona de dunas y corrales.

3 parcelas en la vera.

3 parcelas en lagunas temporales.

Tabla 16: Relación de las parcelas de vegetación objeto de seguimiento.

CODIGO	LUGAR	HÁBITAT
P01	Soto Grande	Vera
P02	Casa de la Algaida	Vera
P03	El Corchuelo	Vera
P04	Cota 32	Dunas
P05	El Puntal	Dunas
P06	Laguna de la Soriana	Lagunas
P07	Navazo de la Sarna	Lagunas
P08	La Retuerta	Lagunas

La red de parcelas de muestreo se encuentra disponible en el Servidor de Cartografía Digital (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

Calendario y periodicidad

Las parcelas se visitan dos veces al año, durante los períodos de floración y fructificación de las especies focales (marzo – agosto).

Material

- Vehículo todo terreno
- Prensa portátil de herbario.
- Cuentahílos.
- GPS.
- Cinta métrica plástica de 50 metros.
- Reglas.
- Cámara fotográfica digital.
- Lupa binocular.
- Herbario de referencia.
- Claves de flora.

Personal

Un titulado superior con formación en botánica.

Un técnico superior con adiestramiento en el reconocimiento de la flora vascular catalogada, toma de muestras de vegetación y en el manejo de técnicas de localización con sistemas GPS.

Resultados

Los resultados se presentan en una tabla de datos en la que se recogen las siguientes variables:

COD, código de la parcela.

Parcela, nombre de la parcela.

Fecha, fecha de la visita a la que se refieren los datos.

Estructura vertical, datos referidos a la estructura vertical de la vegetación en cada parcela, indicando los estratos presentes (**Estrato**), la altura media de cada estrato en centímetros (**ALT**) y el índice de cobertura de cada estrato en la parcela (**COB**).

Composición, datos referidos a la composición florística de la parcela, indicando las **especies dominantes** presentes en cada estrato, con indicación de su índice de cobertura en ese estrato (**COB**), y las **especies de interés** presentes en cada estrato, indicando su índice de cobertura en el estrato (**COB**), abundancia relativa (**ABU**) y fenología (**FEN**).

D.13.2. Protocolo de prospecciones extensivas de especies de flora catalogada

Procedimiento en el campo

La idea principal es centrar la prospección en un número reducido de especies, siendo prioritarias aquellas de las que se tienen escasos datos o se sospeche que están sufriendo cambios en su distribución y/o abundancia.

El desarrollo metodológico es sencillo y se basa en la prospección exhaustiva, en función de las condiciones meteorológicas de cada año, de la mayor cantidad posible de hábitats potenciales durante la fase de floración o fructificación de la especie objeto de control.

Cada punto prospectado es localizado mediante coordenadas UTM y se valora la presencia de la especie mediante la asignación de un índice (en el caso de especies de distribución continua en hábitats extensos, la valoración de presencia se referirá a su abundancia media en una superficie de unos 10 m² en el punto de prospección):

0: ausencia de ejemplares

1: 1 a 10 individuos

- 2:11 a 100 individuos
- 3:100 a 1000 ejemplares
- 4: Más de 1000 ejemplares

Igualmente se valora su estado fenológico:

- 1: Estado vegetativo. Los pies en flor o fruto no alcanzan el 25%
- 2: Más del 25% de los pies observados se encuentran en flor.
- 3: Aunque alcance el nivel 2, más del 25% de los pies se encuentran en fruto.

Material

- Vehículo todo-terreno.
- Caballos
- Cámara fotográfica digital.
- Cuentahílos.
- GPS.
- Herbario de referencia

Personal

Un titulado superior con formación en botánica

Dos técnicos superiores con adiestramiento en el reconocimiento de la flora vascular catalogada y en el manejo de técnicas de localización con sistema GPS.

Resultados

Se genera una tabla de datos para cada especie con las localizaciones de todos los lugares prospectados y los datos de presencia y fenología asociados a los mismos.

Igualmente se genera un mapa de distribución y, en su caso, abundancia para las especies prospectadas.

Referencias bibliográficas

Bañares, A. (coord.) 2002. **Biología de la conservación de plantas amenazadas**. Organismo Autónomo de Parques Nacionales, Madrid.

- Cabezudo, B. 1974. Notas corológicas sobre la flora de Huelva. *Lagasalia*, 4(2): 281-284.
- Cabezudo, B. 1979. Plantas de la Reserva Biológica de Doñana (Huelva). II. *Lagasalia*, 8(2): 167-181.
- Castroviejo, S. 1986. *Nasturtium valdes-bermejoi* sp. nov. de la provincia de Huelva. *Anales Jardín Botánico Madrid*, 43(1): 15-19.
- Castroviejo, S. y Talavera, S. 1998. *Adenocarpus gibbsianus* Castrov. & Talavera (Leguminosae) sp. nov. del sur de España. *Anales Jardín Botánico Madrid*, 56: 176-178.
- Castroviejo, S., Valdés Bermejo, E., Rivas-Martínez, S. Costa, M. 1980. Novedades florísticas de Doñana. *Anales Jardín Bot. Madrid* 36: 203-244
- Cobo, M.D., Sánchez Gullón, E. y García Murillo, P. 2002. Flora y Vegetación. In García Canseco *et al.* (Eds.) **Parque Nacional de Doñana**. Canseco Editores SL. Talavera de la Reina. pp. 109-174.
- Galiano, E. F. y Cabezudo, B. 1976. Plantas de la Reserva Biológica de Doñana (Huelva). *Lagasalia*, 6(1): 117-176.
- Herrera, C. M. 1999. Elaboración de planes de conservación de especies amenazadas de la flora andaluza: I Parque Natural de las Sierras de Cazorla, Segura y Las Villas. *En: Investigación y Desarrollo Medioambiental en Andalucía*. Pp. 29-33. Consejería de Medio Ambiente (Junta de Andalucía) y Consejo Superior de Investigaciones Científicas.
- Rivas-Martínez, S., Costa, M., Castroviejo, S. y Valdés, E. 1980. La vegetación de Doñana (Huelva, España). *Lazaroa* 2: 5-190.
- Romero, C. y Cabezudo, B. 1983. *Micropyropsis* género nuevo de Gramineae. *Lagasalia*, 11(1): 94-99.
- UICN, 2000. Lista Roja de la Flora Vasculare Española. *Conservación Vegetal*, n. esp. 6: 1-39.

Valdés, B. y Cabezudo, B. 1977. *Linaria tursica* Valdés & Cabezudo sp. nov.
Lagascalia, 7: 9-12.

D.14. Catálogo de árboles singulares o notables del parque nacional de doñana

Introducción

Se denominan árboles singulares a aquellos ejemplares arbóreos o arbustivos de porte arborescente con unas características extraordinarias de rareza, edad, morfología, localización, o con un significado histórico, cultural o científico que los convierten en objetivamente valiosos. En ocasiones es un conjunto de árboles el que posee un valor especial y destaca entre las demás masas forestales del territorio, constituyendo una arboleda singular (Sánchez *et al.*, 2003; Navarro *et al.*, 2003). A estos criterios más o menos objetivos cabe añadir uno más, plenamente subjetivo pero igualmente válido, el valor estético de algunos ejemplares.

En Doñana existen cientos de ejemplares que cumplen alguna de las citadas características de singularidad y que, por tanto, podrían considerarse singulares en sentido estricto. A ellos habría que añadir los muchos árboles y arboledas con valor toponímico. Este hecho se debe, por una parte, a que se trata de un terreno llano donde la vegetación sirve de referencia, y por otra a que nos hallamos en un área habitada desde antiguo, por lo que encontramos nombres que proceden de las distintas fases de uso de la zona. Algunos nombres hacen referencia a antiguos asentamientos de carboneros, otros proceden de la etapa en la que Doñana era un coto de caza, los hay que aluden a anécdotas acaecidas en estos lugares, y otros son de creación reciente. Estos nombres se emplean cada vez con menor frecuencia y su origen resulta cada vez más confuso. Sin duda estos ejemplares poseen interés desde el punto de vista histórico y sociocultural, y por tanto sería lamentable que la información asociada a ellos se perdiera.

Objetivos

Inventariar todos los ejemplares arbóreos o arbustivos de porte arborescente, que por sus características de rareza, forma, tamaño, edad, localización,

significado histórico, sociocultural o científico destaquen entre la vegetación del Parque Nacional. Para este fin, se han estudiado todas las especies que presentan porte arbóreo, tanto las autóctonas como las alóctonas introducidas con fines ornamentales, hortofrutícolas o de aprovechamiento forestal.

Elaborar el Catálogo de Árboles Singulares del Parque Nacional de Doñana.

D.14. Protocolo del catálogo de árboles singulares o notables

Criterios de selección de los ejemplares

Son elegibles los árboles y arbustos de porte arbóreo que se encuentran en el territorio incluido en el Parque Nacional de Doñana y en las Zonas de Especial Protección de La Rocina y El Acebuche.

Para realizar la selección de árboles y arboledas notables de manera uniformizada y objetiva se han aplicado los criterios utilizados por la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía en la creación del “Catálogo de Árboles y Arboledas Singulares de Andalucía”:

“**ÁRBOL SINGULAR**: todo aquel ejemplar o individuo de porte arbóreo que destaque por alguno de los siguientes motivos de singularidad:

- **tamaño**: se incluirán en el Catálogo aquellos árboles que, con relación a la mayoría de individuos de su misma especie, tengan unas dimensiones destacables. Además se incluirán en el Catálogo aquellos individuos de porte arbóreo pertenecientes a especies que habitualmente presentan porte típicamente arbustivo.
- **forma**: se incluirán en el Catálogo aquellos ejemplares con una forma o porte diferente al habitual o poco usual, que se aparten del patrón típico de la especie.
- **edad**: en el caso de que se conozca, se incluirán en el Catálogo los individuos más viejos de cada especie.
- **interés social, cultural e histórico**: en este caso, el criterio de inclusión en el Catálogo sería que el ejemplar en cuestión esté asociado a algún hecho o acontecimiento histórico notable, o bien existan

anécdotas curiosas, leyendas o manifestaciones culturales que giren en torno a él.

- **rareza**: se incluirán en el Catálogo individuos de especies que por las características de la zona no sean habituales.

ARBOLEDA SINGULAR: todas aquellas agrupaciones de árboles que en conjunto destaquen por su tamaño, forma, edad, interés social, cultural, histórico o rareza.”

Recopilación de información

Para la elaboración del inventario de árboles y arboledas notables del Parque Nacional de Doñana, se ha recopilado la información disponible mediante una combinación de búsqueda bibliográfica y entrevistas con los guardas y técnicos de la Reserva Biológica y el Parque Nacional de Doñana.

También se han distribuido una serie de cuestionarios en los puntos de información y en las asociaciones relacionadas con el Parque Nacional, como medio para complementar de manera más exhaustiva dicha información.

Igualmente se han realizado recorridos por las distintas fincas del Parque al objeto de detectar otros ejemplares que por su tamaño, forma o rareza podían incluirse en el inventario.

Trabajo de campo

Se han visitado todos aquellos ejemplares susceptibles de ser considerados notables, obteniéndose medidas de todos los individuos propuestos.

Para cada ejemplar incluido en el catálogo se han recogido los siguientes datos:

1.- Fecha de la toma de datos.

2.- Identificación:

- *Identificador*: número de identificación.

- *Nombre popular*: es el nombre que recibe el ejemplar y con el que es conocido.

- *Nombre científico.*

3.- Ubicación:

- *Finca:* corresponde a la localización del árbol dentro de las fincas que aparecen cartografiadas por el Parque Nacional.
- *Localización:* nombre del paraje en el que se encuentra el ejemplar.
- *Coordenadas UTM* (tomadas en los husos 29 y 30).
- *Entorno:* descripción sucinta del hábitat en un radio de 25 m en torno a la base del árbol.

4.- Fotografía: Dos fotografías del ejemplar completo y, cuando se considera oportuno, de algún detalle relevante del mismo.

5.- Motivo de singularidad: Explicación de los motivos por los que el ejemplar se considera singular, incluyendo además todos aquellos datos de interés sobre el mismo, tales como anécdotas, explicaciones científicas o, en general, información que se considere relevante o atractiva.

6.- Medidas del ejemplar:

- *Diámetro y perímetro*, tomado a 1,30 m del suelo. Si el árbol se ramifica por debajo de dicha altura, se toma el perímetro a la altura del fuste y el perímetro de las ramas que se encuentran a 1.30 m por encima del suelo. Si el ejemplar presenta muchos pies que salen del suelo, se mide el perímetro del mayor de ellos y se recoge el número total de pies.
- *Altura del fuste:* altura desde el suelo a la primera ramificación. Si el árbol presenta una gran inclinación (a partir de 45°) se mide siguiendo la dirección principal del tronco, hablándose en este caso de longitud del fuste.
- *Altura total:* desde el suelo hasta la rama más alta, mediante el empleo de telémetro y clinómetro. Si el árbol presenta una gran inclinación (a partir de 45°) se mide siguiendo la dirección principal del tronco, hablándose en este caso de longitud del árbol.
- *Dimensiones de la copa:* longitud máxima de la proyección sobre el suelo de la copa y longitud perpendicular a ésta.

7.- Índice de defoliación: Siguiendo la metodología descrita en el Anexo I del Reglamento (CEE) nº 1696/87 de la Comisión, del 10 de Junio 1987 para la realización del Inventario Comunitario de daños forestales.

- Clase 0: “defoliación nula” (0-10%)
- Clase 1: “defoliación ligera” (11-25%)
- Clase 2: “defoliación moderada” (26-60%)
- Clase 3: “defoliación grave” (>60%)
- Clase 4: “seco” (100%)

8.- Estado de conservación: Descripción del estado fitosanitario del ejemplar, incluyendo comentarios y diagnóstico en caso de enfermedad.

9.- Observaciones: Detalles o aclaraciones sobre la toma de datos para aquellos ejemplares en que sea necesario.

10.- Fuente: Persona/s que aporta/n datos sobre el ejemplar.

Para cada arboleda del inventario se han recogido los siguientes datos:

1.- Fecha de la toma de datos.

2.- Identificación:

- *Nombre popular*: es el nombre que recibe la arboleda y con la que es conocida.
- *Composición*: especies principales que forman la arboleda.

3.- Ubicación:

- *Finca*: corresponde a la localización de la arboleda dentro de las fincas que aparecen cartografiadas por el Parque Nacional.
- *Localización*: nombre del paraje en el que se encuentra la arboleda.
- *Coordenadas UTM* (tomadas en los husos 29 y 30).

4.- Fotografía: Dos fotografías de la formación y si se considera oportuno de algún ejemplar o detalle de la misma.

5.- Motivo de singularidad: Explicación de los motivos por los que la arboleda se considera singular, incluyendo además todos aquellos datos de interés sobre la misma, tales como anécdotas, explicaciones científicas o, en general, información que se considere relevante o atractiva.

6.- Extensión: Extensión aproximada de la arboleda. Este dato se ofrece en Has. o en número de ejemplares.

7.- Estado de conservación: Descripción del estado fitosanitario de la formación, incluyendo comentarios y diagnóstico en caso de enfermedad.

Calendario y periodicidad

Este catálogo debe ser considerado una base dinámica, abierta a la inclusión de nuevos ejemplares así como a las revisiones periódicas de los ya incluidos.

La situación de los ejemplares catalogados se revisará quinquenalmente.

Material

- Cinta métrica plástica de 50 m.
- Clinómetro.
- Telémetro.
- GPS
- Cámara fotográfica digital.
- Cartografía
- Bibliografía histórica o sociocultural sobre la comarca de Doñana.
- Claves de identificación de árboles y arbustos

Personal

Un titulado medio especializado en ingeniería forestal.

Resultados

Se ha generado una tabla con los datos de los 238 ejemplares que han sido considerados de interés. Esta base de datos está estructurada en dos partes:

-Árboles notables autóctonos, incluye un total de 185 ejemplares.

-Árboles notables alóctonos, incluye 53 árboles exóticos, cultivados o introducidos.

Para cada ejemplar se aporta la siguiente información:

Nombre popular, nombre que recibe el ejemplar y con el que es conocido.

Nombre científico.

Finca, corresponde a la localización del árbol dentro de las fincas que aparecen cartografiadas por el Parque Nacional.

Principales medidas del ejemplar, incluyendo **altura del fuste, diámetro** y **perímetro** del tronco y dimensiones de la copa, indicando la longitud máxima (**I mayor**) de la proyección sobre el suelo de la copa y la longitud perpendicular a ésta (**I menor**).

La situación de los ejemplares incluidos en este catálogo se puede consultar en el Servidor de Cartografía Digital (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

Una vez inventariados todos los árboles que reúnen alguna de las características consideradas, se ha efectuado una selección de aquellos ejemplares y agrupaciones que resultan más representativos e interesantes. En dicha selección se han priorizado los ejemplares autóctonos, incluyendo únicamente aquellos ejemplares alóctonos que presentan características que les otorgan un valor positivo.

Se ha editado una ficha especial para cada uno de los 41 ejemplares que finalmente se han considerado merecedores de ser incluidos en el catálogo de árboles singulares del PND. Esta propuesta de “Catálogo de Árboles y Arboledas Singulares del Parque Nacional de Doñana”, se ha presentado como anexo a la tercera memoria parcial de noviembre del 2005.

Referencias bibliográficas

Navarro, M.; Sánchez, A.; Carretero, F. J. y Márquez, I. 2003. **Árboles y Arboledas Singulares de Andalucía. Sevilla.** Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía.

Sánchez, J. M.; Navarro, M.; Márquez, I. y Cueto, M. A. 2003. **Árboles y Arboledas Singulares de Andalucía. Cádiz.** Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía.

D.15. Seguimiento de la vegetación acuática

Asesores: Pablo García Murillo y Rocío Fernández Zamudio (Universidad de Sevilla)

Objetivos

Los objetivos perseguidos con este seguimiento son los que se exponen a continuación:

Describir la comunidad florística de los ecosistemas acuáticos del Parque Nacional de Doñana

Determinar la evolución espacio temporal, la abundancia relativa y los patrones fenológicos de las diferentes especies, con especial atención a la entrada y dispersión de aquellas especies exóticas y a la desaparición de las singulares

Conocer la biomasa anual producida en limnófitos y su evolución en localidades representativas de los diferentes ecosistemas acuáticos

D.15.1. Protocolo de prospecciones extensivas para inventario de flora acuática

Se pretende con este protocolo recoger la máxima diversidad de flora acuática, mediante la visita exhaustiva a lugares susceptibles de acoger mayor número de especies o de albergar especies singulares o de importancia crítica, que podrían incrementar el inventario, en periodos de floración o fructificación para su reconocimiento “in situ” o si la identificación es dudosa, en laboratorio. Se recogerán “pliegos-testigo” que se depositarán en el herbario de la Reserva Biológica de Doñana.

De cada lugar prospectado se obtendrá el listado de especies encontradas, con referencia a su abundancia relativa Tabla 17 y fenología Tabla 18. Las estaciones prospectadas se incorporarán a la base de datos de la Red General de estaciones de muestreo de Ecosistemas Acuáticos.

Tabla 17: códigos de abundancia relativa para vegetación acuática

	Abundancia relativa
1	Presente un único pie o ejemplar
2	Cobertura muy baja (5%)
3	Presente con baja cobertura (<25%)
4	Amplia cobertura pero no mayoritaria (<50%)
5	Una de las especies dominantes de la comunidad (>50%)

Tabla 18: códigos de fenología para vegetación acuática

Estado	Fenología
1	Estado vegetativo. Pies en flor o fruto no alcanzan los niveles 1 o 2
2	Más del 25% de los pies observados se encuentran en flor
3	Aunque se alcance el nivel 2, más del 25% de los pies observados se encuentran en fruto

Localidades

El diseño de los lugares a muestrear correrá a cargo del criterio del técnico asignado, pero se incluirán al menos aquellas localidades en las que están citadas las especies incluidas en el siguiente listado, bien por su potencialidad invasora o bien por su singularidad o catalogación, con el fin de evaluar el estado de sus poblaciones:

Calendario y periodicidad

Este protocolo tiene una periodicidad bienal, preferiblemente durante la primavera.

Material

- 1 vehículo todoterreno con capacidad para cinco plazas y carga
- 1 barca motora tipo zodiac apta para trabajar en los caños afluentes al río Guadalquivir, la marisma y sus caños
- 1 caballera con serón
- 5 cajas de material plástico 40x60 y 40 de altura (aprox) para transporte de material y muestras
- core para toma de muestras de biomasa
- 1 frigorífico de laboratorio de temperatura mínima 4°C
- 1 congelador de laboratorio de temperatura mínima -20°C
- 1 estufa de secado con rango de temperaturas entre 40-250°C
- draga y rastrillo
- azadilla de mano
- herbario de campo
- 1 nevera de 50 l de capacidad para transporte de muestras refrigeradas
- 10 acumuladores de frío

- botes y bolsas de cierre hermético para la fijación y transporte de muestras
- líquido de Kew

Personal

1 técnico superior especializado en la toma de muestras biológicas

Resultados

Los datos que se prevé obtener con este muestreo se recogerán en formato tabla, con las siguientes columnas:

Fecha

Coordenadas del lugar de muestreo

Especie localizada

Abundancia

Fenología

D.15.2. Protocolo de reconocimiento de especies de vegetación acuática, de su abundancia relativa y su fenología

El desarrollo de este protocolo consiste en la visita en la época de llenado y en la época de máxima productividad a las estaciones de la red de muestreo, para determinar la presencia, abundancia relativa (Tabla 17), fenología (Tabla 18) y posición en la cubeta (Tabla 19), de un conjunto de especies propias de los ecosistemas objeto de estudio. Todo ello se tipificará mediante los siguientes parámetros:

Tabla 19, código de localización en la cubeta para vegetación acuática.

	Posición en la cubeta
O	Orilla
V	Vaso

Listado de especies incluidas en el seguimiento:

Las especies incluidas en el seguimiento se detallan en la siguiente lista:

<i>Agrostis stolonifera</i>	<i>Damasonium alisma</i>
<i>Alisma lanceolatum</i>	<i>Elatine alsinastrum</i>
<i>Alisma plantago-aquatica</i>	<i>Elatine hexandra</i>
<i>Althenia orientalis</i>	<i>Elatine macropoda</i>
<i>Ammannia robusta</i>	<i>Eleocharis multicaulis</i>
<i>Apium inundatum</i>	<i>Eleocharis palustris</i>
<i>Apium nodiflorum</i>	<i>Eleocharis uniglumis</i>
<i>Azolla filiculoides</i>	<i>Eryngium corniculatum</i>
<i>Baldellia ranunculoides</i>	<i>Glyceria declinata</i>
<i>Bergia capensis</i>	<i>Glyceria plicata</i>
<i>Callitriche brutia</i>	<i>Hydrocharis morsus-ranae</i>
<i>Callitriche lusitanica</i>	<i>Hypericum helodes</i>
<i>Callitriche truncata</i>	<i>Hypericum pubescens</i>
<i>Callitriche obtusangula</i>	<i>Illecebrum verticillatum</i>
<i>Callitriche stagnalis</i>	<i>Isoetes histrix</i>
<i>Carum verticillatum</i>	<i>Isoetes velatum</i>
<i>Ceratophyllum demersum</i>	<i>Juncus acutus</i>
<i>Ceratophyllum submersum</i>	<i>Juncus bulbosus</i>
<i>Cladium mariscus</i>	<i>Juncus effusus</i>
<i>Cyperus longus</i>	<i>Juncus heterophyllus</i>
<i>Chara sp.</i>	<i>Juncus lamprocarpus</i>

<i>Juncus maritimus</i>	<i>Potamogeton trichoides</i>
<i>Juncus subulatus</i>	<i>Ranunculus peltatus</i>
<i>Lamprothamnium papulosum</i>	<i>Ranunculus tripartitus</i>
<i>Lemna gibba</i>	<i>Riccia fluitans</i>
<i>Lemna minor</i>	<i>Ricciocarpos natans</i>
<i>Lemna trisulca</i>	<i>Riella sp.</i>
<i>Ludwigia palustris</i>	<i>Ruppia drepanensis</i>
<i>Myriophyllum alterniflorum</i>	<i>Ruppia maritima</i>
<i>Myriophyllum spicatum</i>	<i>Scirpus fluitans</i>
<i>Nitella sp.</i>	<i>Scirpus lacustris</i>
<i>Nuphar luteum</i>	<i>Scirpus litoralis</i>
<i>Nymphaea alba</i>	<i>Scirpus maritimus</i>
<i>Oenanthe lachenalii</i>	<i>Sparganium erectum</i>
<i>Panicum repens</i>	<i>Spartina densiflora</i>
<i>Phragmites australis</i>	<i>Spirodella polyrhiza</i>
<i>Polygonum amphibium</i>	<i>Tolypella sp.</i>
<i>Potamogeton crispus</i>	<i>Thypha angustifolia</i>
<i>Potamogeton lucens</i>	<i>Thypha dominguensis</i>
<i>Potamogeton natans</i>	<i>Typha latifolia</i>
<i>Potamogeton pectinatus</i>	<i>Utricularia sp.</i>
<i>Potamogeton polygonifolius</i>	<i>Veronica anagallis-aquatica</i>

Veronica anagalloides

Zostera nolti

Zannichellia obtusifolia

Wolfia arhiza

Localidades

En las estaciones de la red de muestreo limnológico, convenientemente georreferenciadas en el servidor de mapas de la EBD: <http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>

Calendario y periodicidad

Este protocolo tiene una periodicidad bianual, en la época de llenado de los medios acuáticos y en primavera, en la época de máxima producción.

Material

- 1 vehículo todoterreno con capacidad para cinco plazas y carga
- 1 barca motora tipo zodiac apta para trabajar en los caños afluentes al río Guadalquivir, la marisma y sus caños
- 1 caballerías con serón
- 5 cajas de material plástico 40x60 y 40 de altura (aprox) para transporte de material y muestras
- core para toma de muestras de biomasa
- 1 frigorífico de laboratorio de temperatura mínima 4°C
- 1 congelador de laboratorio de temperatura mínima -20°C
- 1 estufa de secado con rango de temperaturas entre 40-250°C
- draga y rastrillo
- azadilla de mano
- herbario de campo
- 1 nevera de 50 l de capacidad para transporte de muestras refrigeradas
- 10 acumuladores de frío
- botes y bolsas de cierre hermético para la fijación y transporte de muestras
- líquido de Kew

Personal

1 técnico superior especializado en la toma de muestras biológicas

Resultados

Los datos obtenidos de este protocolo se presentan en formato tabla, con las localidades muestreadas en filas y las especies en columnas, resultando del

cruce de las mismas la abundancia relativa, la posición de la cubeta y la fenología en distintas tablas.

D.15.3. Protocolo para la determinación de la biomasa anual producida en limnófitos

En la época de máxima producción se tomará toda la biomasa vegetal, a excepción de las raíces, contenida en un cilindro de PVC de 40 cm de diámetro en 5 puntos de la estación homogéneos en cuanto a su composición, cobertura y profundidad.

Las muestras se almacenarán en bolsas de plástico y se rotularán con tinta indeleble para su traslado al laboratorio, donde se congelarán para su posterior procesamiento.

El tratamiento en el laboratorio consiste en dejar descongelar la muestra a 4° C para después lavar y separar de otros restos en una batea con agua. Se introduce la muestra en un cestillo de plástico de centrifugadora manual y se centrifuga hasta eliminar el agua adherida. Una vez limpia y centrifugada la muestra se sitúa en una cápsula de porcelana tarada y se pesa (peso fresco). Se introduce la muestra en una estufa de secado, preferiblemente con ventilación forzada, a 80° C de temperatura hasta peso constante, generalmente alcanzado a las 24-48 horas de secado. Una vez enfriada la muestra en ambiente carente de humedad (campana de secado con gel de sílice), se vuelve a pesar (peso seco). Finalmente se introduce la cápsula con la muestra en mufla a 550°C para su calcinación a las 2-3 horas, y tras enfriado en ambiente exento de humedad se vuelve a pesar.

Localidades

Las estaciones sujetas a este muestreo son:

Laguna Dulce (1)	Caño Travieso-Leo Biaggi (43)
Laguna del Sopotón (9)	Honduras del Burro (46)
Laguna de La Espajosa (13)	Lucio de Marilópez (49)
Laguna de la Mata de los Domínguez (17)	Cancela Millán (38)
Marisma del Rocío (30)	Lucio del Rey (82)
Lucio de los Ánsares (39)	Vetalengua (83)
Lucio del Membrillo (40)	
Caño Travieso (42)	

convenientemente georreferenciadas en el servidor de mapas de la EBD:
<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>

Calendario y periodicidad

Este protocolo tiene una periodicidad anual, en primavera coincidente con la época de máxima producción primaria.

Material

- 1 vehículo todoterreno con capacidad para cinco plazas y carga
- 1 barca motora tipo zodiac apta para trabajar en los caños afluentes al río Guadalquivir, la marisma y sus caños
- 1 caballería con serón
- 5 cajas de material plástico 40x60 y 40 de altura (aprox) para transporte de material y muestras
- core para toma de muestras de biomasa
- 1 frigorífico de laboratorio de temperatura mínima 4°C
- 1 congelador de laboratorio de temperatura mínima -20°C
- 1 estufa de secado con rango de temperaturas entre 40-250°C
- draga y rastrillo
- azadilla de mano
- herbario de campo
- 1 nevera de 50 l de capacidad para transporte de muestras refrigeradas
- 10 acumuladores de frío
- botes y bolsas de cierre hermético para la fijación y transporte de muestras
- líquido de Kew

Personal

1 técnico superior especializado en la toma de muestras biológicas.

Resultados

Aparecen en formato tabla con las siguientes columnas:

Código numérico de la localidad

Nombre de la localidad

Número de muestras tomadas

Valor medio de la biomasa en cada localidad

G.3. Seguimiento de las poblaciones de carnívoros (lince y sus potenciales competidores)

Asesores científicos: Miguel Delibes y Francisco Palomares. Estación Biológica de Doñana (CSIC).

Introducción

Los carnívoros son especies crípticas y, en general, poco abundantes por lo que son recomendables los muestreos indirectos sobre los recuentos directos o la captura-recaptura (Tellería, 1986; Lancia *et al.*, 1996). Cuando el sustrato lo permite (nieve, arena, polvo fino) es habitual realizar censos basados en el recuento de huellas (Van Dyke *et al.*, 1986; Palomares *et al.*, 1996; Halfpenny *et al.*, 1997).

Los primeros censos indirectos de carnívoros, basados en la relación existente entre el número de individuos de una especie que habitan en un área determinada y el número de huellas que producen en un recorrido que atraviese dicho área, se realizaron entre los años 1990 y 1992 en las fincas de la Reserva Biológica de Doñana, La Algaida, La Moguea y El Puntal (Delibes *et al.*, 1992). En el área de Doñana coexisten nueve especies de carnívoros (Valverde, 1960; 1967; Jaksic y Delibes, 1987), únicamente cuatro especies de carnívoros aparecen con regularidad en los censos: Zorro rojo (*Vulpes vulpes*), meloncillo (*Herpestes ichneumon*), tejón (*Meles meles*) y lince ibérico (*Lynx pardina*). El resto de especies no aparecen o lo hacen de forma anecdótica, bien por su escasez en la zona de estudio, caso del gato montés (*Felis silvestris*); por su tipo de hábitat preferencial, caso de la nutria (*Lutra lutra*); o por su pequeño tamaño corporal, que dificulta la impronta de sus huellas, y/o rareza, caso de la jineta (*Genetta genetta*), el turón (*Mustela putorius*) o la comadreja (*Mustela nivalis*).

Objetivos

Seguir la evolución temporal de las densidades relativas de las principales especies de carnívoros terrestres: Zorro rojo (*Vulpes vulpes*), tejón (*Meles*

meles), meloncillo (*Herpestes ichneumon*), jineta (*Genetta genetta*), gato montés (*Felis silvestris*) y lince ibérico (*Lynx pardina*) en el Parque Nacional de Doñana.

G.3. Protocolo para el censo de huellas de carnívoros

El seguimiento de los carnívoros terrestres se basa en la detección, identificación, cuantificación y registro sistemático de los rastros dejados por las distintas especies sobre la superficie de arena desnuda de los cortafuegos y caminos.

Procedimiento en el campo

El censo se realiza tras un periodo de lluvia seguido de 2 o 3 días secos, lo que permite que la arena se encuentre en las mejores condiciones para registrar los rastros de todas las especies. Durante los días de censo no debe llover.

El día previo al inicio de los conteos se limpian los tramos de huellas y se alisa la arena mediante el paso de una viga de hierro de 1,5 m de longitud y unos 50 Kg. de peso, que arrastra a su vez una red, unida con una cadena a la parte trasera del vehículo. La localización de los puntos de inicio y final de los tramos se facilita en un GPS y en el campo se marcan con estacas hasta la conclusión de los censos. El procedimiento de barrido se repite en los dos primeros días de conteo, borrando las huellas por detrás del vehículo a la vez que se va censando, para poder contar al día siguiente los rastros aparecidos en 24 horas.

El censo se efectúa por la mañana, desde la salida del sol hasta el mediodía. Para identificar las huellas, el censador se sienta en el capó del vehículo mientras éste se desplaza a baja velocidad, recomendándose reductora y segunda marcha al ralentí. El censador registra todos los rastros de carnívoros que cruzan el tramo, indicando en una ficha el número de rastros y la especie correspondiente.

Localidades de muestreo

El recuento de huellas se efectúa en 12 tramos independientes distribuidos por todo el Parque Nacional (ver Figura 28), cada tramo consiste en una franja de 1,5 metros de ancho y una longitud de 2000 m.

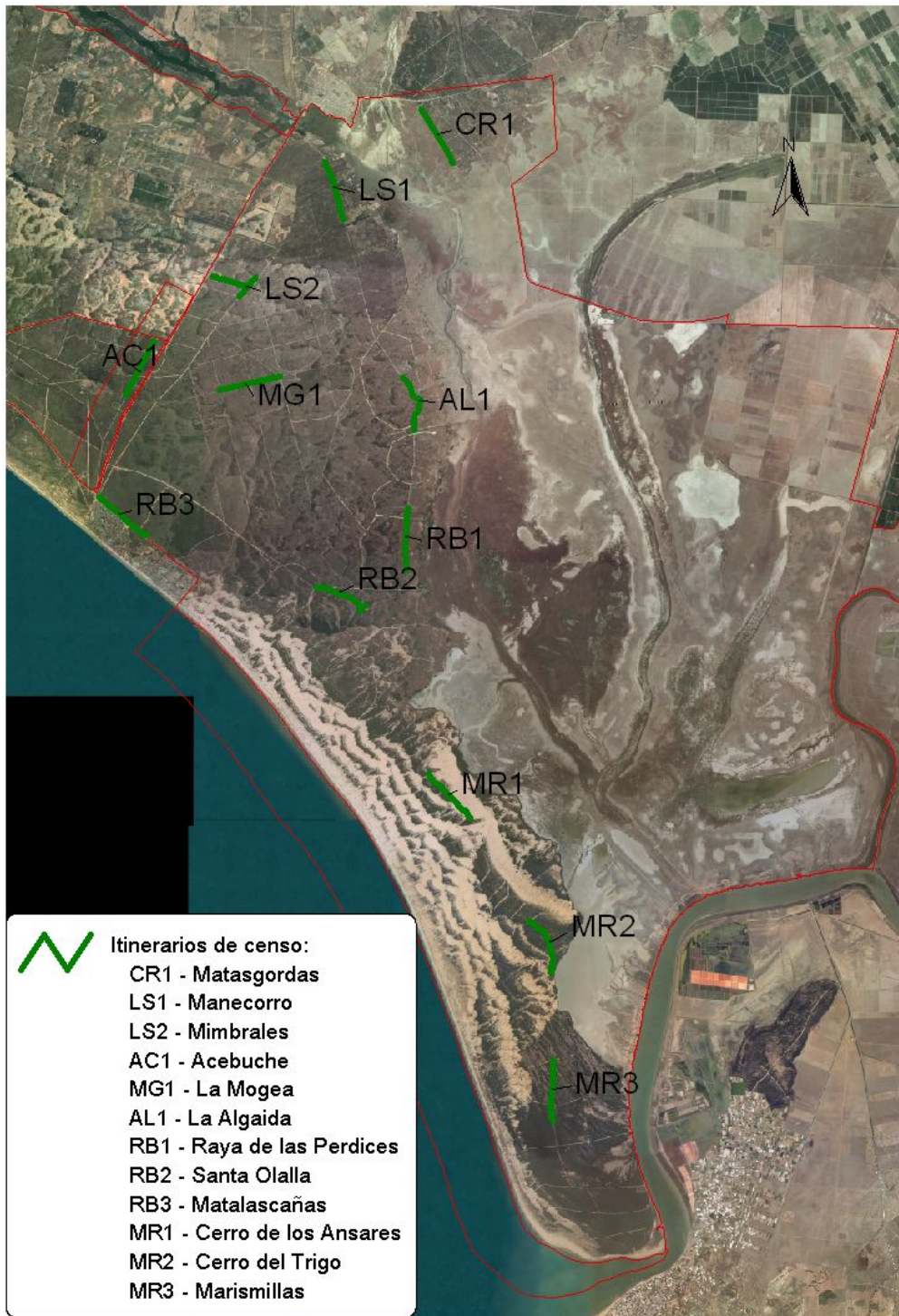


Figura 28. Situación de los doce itinerarios de censo para el conteo de huellas de carnívoros en el Parque Nacional de Doñana.

La red de itinerarios de muestreo se encuentra disponible en el Servidor de Cartografía Digital (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

Calendario y periodicidad

El censo se realiza una vez al año tras las primeras lluvias otoñales, normalmente el mes de octubre. Los tramos se dividen en 3 bloques que serán censados simultáneamente si es posible. Cada bloque es censado por un equipo de prospección formado por un conductor y un censador experto, necesiándose 4 días consecutivos para completar cada bloque

Material

- 3 Vehículos todo terreno.
- 3 vigas de 1,5 metros de longitud y unos 50 Kg. de peso.
- 3 GPS

Personal

Tres técnicos superiores expertos en la identificación de los rastros y huellas de las distintas especies de carnívoros ibéricos.

Tres conductores.

Resultados

Se ha generado una tabla de datos en la que se recoge para cada especie de carnívoro y tramo de muestreo la **media** de huellas por kilómetro para el conjunto de los tres días de censo y su desviación típica (**sd**).

Bibliografía

Delibes, M., Ferreras, P., Travaini, A. y Laffitte, R. 1992. **Evolución de las poblaciones de carnívoros del Parque Nacional de Doñana**. Convenio ICONA-CSIC. Documento inédito.

- Halfpenny, J. C.; Thompson, R. W.; Morse, S. C.; Holden, T y Rezendes, P. 1997. Snow Tracking. En: Harris, J. E. y Ogan, C. V. (eds). **Mesocarnivores of Northern California: Biology, Management and Survey Techniques, Workshop Manual**. Pp.93-102. The Wildlife Society, California North Coast Chapter, Arcata.
- Jaksic, F. y Delibes, M. 1987. A comparative analysis of food-niche relationships and trophic guild structure in two assemblages of vertebrate predators differing in species richness: causes, correlations and consequences. *Oecologia* 71: 461-472.
- Lancia, R. A.; Nichols, J. D. y Pollock, K. H. 1996. Estimating the number of animals in wildlife populations. En: Bookhout, T. A. (ed). **Research and Management Techniques for Wildlife and Habitats**. The Wildlife Society, Bethesda.
- Palomares, F.; Ferreras, P.; Fedriani, J. M. y Delibes, M. 1996. Spatial relationships between Iberian lynx and other carnivores in an area of south-western Spain. *Journal of Applied Ecology*, 33: 5-13.
- Tellería, J.L. 1986. **Manual para el censo de los Vertebrados Terrestres**. Editorial Raíces. Madrid.
- Valverde, J. A. 1960. Vertebrados de la Marisma del Guadalquivir. *Archivos del Instituto de Aclimatación de Almería*, 9: 1-168.
- Valverde, J. A. 1967. Estructura de una comunidad de vertebrados terrestres. *Monografías de la Estación Biológica de Doñana*, 1: 1-218.
- Van Dyke, F. G.; Brocke, R. H. y Shaw, H. G. 1986. Use of road track counts as indices of mountain lion presence. *Journal of Wildlife Management*, 50: 102-109.

J6. Seguimiento de los cambios de usos en el entorno del PND

Asesor científico: Ricardo Díaz-Delgado (EBD-CSIC).

Objetivos

- Valorar cuantitativamente los cambios de usos y cubiertas del suelo en el entorno inmediato del Parque Nacional de Doñana

J6.1. Protocolo para el seguimiento de cambios de usos en el entorno del PND

El procedimiento emplea las actualizaciones periódicas del Mapa de Usos y Coberturas Vegetales editado por la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía cada 4 años. El primer mapa se elaboró en 1991.

La leyenda consta de 112 clases que recogen toda la variabilidad de cubiertas vegetales naturales y antrópicas (cultivos), así como láminas de agua y terrenos urbanos. De estas 112 clases para toda Andalucía, en el entorno del PND aparecen 85.

La comparación entre las cartografías se efectúa mediante la generación de las matrices de transición por cruce espacial.

Localidades (Área de estudio)

El área de trabajo queda definida en el entorno del Parque Nacional contenido en la cuenca definida por el acuífero Almonte-Marismas (Figura 29).

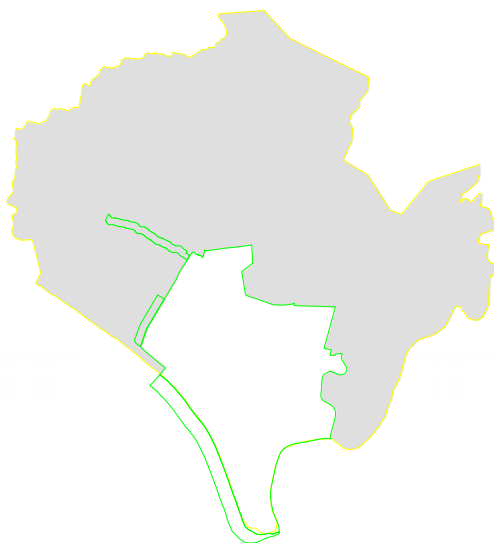


Figura 29: En gris se muestran los límites del entorno definido para el seguimiento de los cambios de usos. En verde aparecen los límites del PND.

Calendario

Las cartografías comparadas son efectuadas sistemáticamente cada 4 años, tiempo suficiente para apreciar cambios relevantes en la superficie ocupada por cada clase de la leyenda.

Material

Se requieren las cartografías vectoriales actualizadas del Mapa de Usos y Coberturas Vegetales editado por la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía cada 4 años.

Con respecto al software de tratamiento de las imágenes, para la aplicación de este protocolo, se requieren licencias de MiraMon, ENVI y ArcGis.

Personal

El personal dedicado deberá poseer conocimientos de análisis SIG.

Resultados

Las cartografías comparadas en esta primera aplicación son la de 1995 y 1999.

Los porcentajes de cambio entre cada clase de la leyenda pueden encontrarse en el volumen de resultados dado que la tabla es demasiado extensa. Obsérvese que la diagonal corresponde con el porcentaje de superficie asignada a una clase que no ha cambiado en el periodo de análisis.

La imagen de cambios 1995-99 se encuentra disponible en el Servidor de Cartografía Digital de Doñana (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento>).

Recomendaciones

Durante el periodo de desarrollo del Programa de Seguimiento de Procesos y Recursos Naturales del PND ha podido constatarse la necesidad de mantener abierta la posibilidad de incorporar nuevos seguimientos, bien para mejorar el nivel de conocimiento sobre determinados procesos o recursos naturales claves, por el cambio de estatus de especies concretas, o para reunir información sobre los efectos a diferentes escalas de los procesos de cambio global.

En este contexto, el Equipo de Seguimiento de Procesos y Recursos Naturales de la Estación Biológica de Doñana ha identificado algunos procesos relevantes susceptibles de seguimiento, no contemplados en el presente Programa. Son los siguientes:

1. Seguimiento del Riesgo Espacial de Incendios. Elaboración de mapas de combustibilidad e inflamabilidad para las cubiertas vegetales de Doñana y de riesgo meteorológico actualizado. Este seguimiento se apunta como imprescindible dado el carácter mediterráneo termófilo de las comunidades vegetales terrestres de Doñana y la frecuencia de incendios a ellas asociada.
2. Seguimiento de la Fenología de la Floración de las especies vegetales más abundantes. Permitiría valorar los adelantos y/o retrasos relacionados con la variabilidad climática anual y la incidencia de los procesos de cambio climático.
3. Seguimiento de la superficie de inundación de las marismas de Doñana. A pesar de contar con informes anuales elaborados por el Parque Nacional de Doñana, parece aconsejable establecer un protocolo metodológico específico para determinar la superficie inundada, con más detalle, a lo largo de cada ciclo hidrológico.
4. Establecimiento de la Red de alerta temprana de algas tóxicas. Fue planteado en la 2ª memoria parcial y debe ser contemplado para una implementación en el futuro próximo dada su capital relevancia en la prevención de mortandades masivas de aves y otros organismos.

5. Seguimiento de la Calidad de Aguas Superficiales en Doñana: microbiología, nutrientes y contaminantes. El establecimiento de una red de estaciones de medición de calidad de aguas, información fundamental para el seguimiento de la hidrología superficial de Doñana, requiere de unos protocolos específicos para los análisis microbiológicos y de la concentración de nutrientes y agentes contaminantes. Permitiría ofrecer con una cadencia regular, datos coherentes para la gestión y toma de decisiones relacionadas con las aguas vertientes a la marisma.

6. Seguimiento de plagas forestales. Si bien Doñana se haya incluida dentro del plan de seguimiento de plagas forestales del Ministerio de Medio Ambiente, creemos necesario efectuar un seguimiento más detallado y flexible, que se concentraría en la detección temprana de las plagas y en la evaluación de daños causados por éstas, en las principales especies forestales de Doñana: pinares, alcornocales y bosques galería.

ANEXOS

Anexo 1. Red de estaciones de muestreo en Ecosistemas Acuáticos

COD.	Topónimo	Tipo	Zona / Finca
1	Laguna Dulce	laguna	RBD
2	Laguna de Santa Olalla	laguna	RBD
3	Laguna del Brezo Nueva	charca	RBD
4	Laguna del Zahillo	laguna	RBD
5	Laguna de las Pajas	laguna	RBD
6	Charca de la Mojea	laguna	RBD
7	Laguna del Navazo del Toro	laguna	RBD
8	Laguna del Pinar	laguna	RBD
9	Laguna del Sopetón	laguna	Puntal de los González
10	Lagunas Dunares	charca	Marismillas
11	Laguna del Corral de Félix	charca	Marismillas
12	Laguna del Hilillo Rosado	laguna	Algaida
13	Laguna de la Espajosa	laguna	Sotos
14	Charca del Acebrón	laguna	Acebrón
15	Charco de la Boca	arroyo	Acebrón
16	Charca de Bernabé	arroyo	Acebrón
17	Laguna de la Mata de los Domínguez	laguna	El Lobo
18	Laguna de Caño Salado	caño	Coto del Rey
19	Laguna de Montalbán	laguna	Coto del Rey
20	Matasgordas	caño	Coto del Rey
21	Caño de Cerrabarba	caño	Mar. Gallega/PNatD
22	La Dehesa	charca	Coto del Rey
23	Laguna del Carrizal	laguna	Marismillas
24	Caño de Guadiamar Alto	caño	Mar. Gallega/PNatD
25	Navazo de la Higuera	charca	Marismillas
26	Veta Hornito	marisma	Mar. Gallega/PNatD
27	Llanos del Taraje	charca	Marismillas
28	Vuelta de la Arena	caño en marisma	Entremuros/PNatD
29	Laguna del Hondón	laguna	Marismillas
30	Marisma del Rocío	marisma	Mar. del Rocío
31	Laguna de los Mimbrales	laguna	Sotos
32	Laguna de los Guayules	laguna	Sotos
33	Caño de Martinazo	caño	RBD
34	Caño de la Caquera	caño	Algaida
35	Caño del Peral	caño	Puntal de los González
36	Lucio de las Yeguas	marisma	Mar. Hinojos
37	Caño Guadiamar-FAO	caño en marisma	Mar. Gallega/PNatD
38	Caño Guadiamar-Cancela Millán	caño en marisma	RBG
39	Lucio de los Ánsares-Rincón de los Corros	marisma	Las Nuevas
40	Lucio del Membrillo	marisma	Marismillas
41	Lucio Pelón	marisma	Las Nuevas
42	Caño Travieso	caño en marisma	Las Nuevas

COD.	Topónimo	Tipo	Zona / Finca
43	Marisma de Bayunco de Leo Biaggi	marisma	Las Nuevas
44	Marisma de Bayunco de Las Nuevas	marisma	Las Nuevas
45	Arroyo de Soto Grande	arroyo	Sotos
46	Honduras del Burro	marisma	Mar. Hinojos
47	Honduras de Franco / del Carrizo	marisma	Mar. Hinojos
48	Caño de la Arenilla	caño	Mar. del Rocío
49	Lucio de Marilópez	marisma	RBG
50	Cangrejo Chico	marisma	Matochal
51	Arroyo de Soto Chico	arroyo	Sotos
52	Arroyo de La Laguna de los Reyes	arroyo	La Rocina
53	Caño Marín	arroyo	El Rocío
54	Arroyo del Partido	arroyo	El Rocío
55	Brazo de la Torre-Veta Adalid	caño en marisma	Entremuros/PNatD
56	Juncabalejo	caño en marisma	Mar. Hinojos
57	Zona Mareal de los Rompidos	río	Marismillas
58	Lucio del Caballero	marisma	Puntal de los González
59	Marisma RBD	marisma	RBD
60	Marisma de Castañuela de Hinojos	marisma	Mar. Hinojos
61	La Escupidera	marisma	Mar.Gallega/PND
62	Caño Mayor	caño en marisma	Coto del Rey
63	L. de la Soriana	charca	Acebuche
64	Charca sin nombre	charca	RBD
65	Charco del Toro	laguna	RBD
66	Charca sin nombre	laguna	La Rocina
67	Charca sin nombre	charca	Puntal de los González
68	Charca de los Hermanillos	laguna	Puntal de los González
69	Charca sin nombre	charca	RBD
70	Navazo de la Sarna	charca	RBD
71	Charca sin nombre	charca	
72	Caño del Cherry	caño	Las Nuevas
73	Caño de Brenes	caño	Las Nuevas
74	Caño Figuerola	caño	Marismillas
75	Caño de los Rompidos	caño	Marismillas
76	Lucio del Bolín	laguna	RBD
77	Lucio de la FAO	laguna	Centro visitantes JA Valverde
78	Charca sin nombre	laguna	Marismillas
79	Charca sin nombre	charca	
80	Laguna del Acebuche	laguna	Acebuche

COD.	Topónimo	Tipo	Zona / Finca
81	Lucio del Lobo	marisma	
82	Lucio del Rey	marisma	
83	Vetalengua	marisma	
84	Caracoles	marisma	

Anexo 2. Protocolos Auxiliares para el seguimiento a escala de Paisaje

Protocolo Auxiliar 1. Para la selección de fuentes de datos y métodos de teledetección

1.1. Introducción

El Laboratorio de Sistemas de Información Geográfica (SIG) y Teledetección (TD) de la Estación Biológica de Doñana (LAST-EBD) desde el año 2003 ha ido incorporando diferentes fuentes de información espacial (cartografía digital e información ambiental especializada) que facilitan el propósito general del Programa de Seguimiento de Procesos Naturales en el Parque Nacional de Doñana (PND), y en concreto de la dinámica de cubiertas naturales.

Es importante reseñar que la escala de trabajo de las tareas asignadas al LAST para el seguimiento de procesos naturales de Doñana es la de paisaje y los métodos de análisis los derivados del empleo de imágenes de teledetección en sentido amplio (ortofotografías aéreas e imágenes de satélite). Así pues los procedimientos de trabajo a emplear se fundamentan en las técnicas de teledetección, tanto de pretratamiento de imágenes, como de análisis y validación sobre el terreno (Chuvienco, 2002).

1.2. Objetivos

La adquisición y actualización de la serie temporal de imágenes pretende contribuir a:

- evidenciar los cambios sufridos en los diferentes ecosistemas/cubiertas objeto de seguimiento del PND y su entorno
- asesorar sobre las medidas y actuaciones de gestión en función de los resultados obtenidos en el seguimiento de los diferentes procesos naturales

1.3. Resultados

A continuación se detalla el banco de fuentes de información espacial disponibles que se utilizan en el seguimiento de las tareas asignadas y que se sigue actualizando:

- a) Serie temporal de 245 imágenes de satélite del periodo 1973-2005 con una media de 10 imágenes por año de los sensores MSS 1,2,3 y 4, TM 5 y ETM+ 7 embarcados en la serie de satélites Landsat (tamaño de píxel 60x80, 30x30 y 30x30 m respectivamente). La mayoría de escenas se concentran entorno al periodo de máxima inundación anual de las marismas de Doñana (septiembre-febrero).
- b) Fotogramas en formato digital del vuelo americano de 1956 a escala aproximada 1:30000. Ortofotografía aérea de la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía del verano de 1998.
- c) Negativos en formato digital procedentes de las diferentes cámaras pancromáticas embarcadas en el satélite CORONA. Este satélite fue empleado a principios de los años 60 como satélite espía por los EE.UU. y ha sido recientemente descatalogado por este gobierno. Las diferentes imágenes tomadas a lo largo de más de 1 década poseen una resolución espacial que va desde los 100 m a los 10 m. La imagen empleada en el presente trabajo pertenece al mes de mayo de 1972.
- d) Imágenes procedentes de distintos sensores embarcados en satélites o aerotransportados para diferentes periodos y con diferentes resoluciones espaciales (**Tabla 20**).

Tabla 20. Imágenes obtenidas por el LAST-EBD para el seguimiento de cambios en el paisaje en el marco del proyecto Doñana 2005.

Sensor	Periodo	Lado píxel (m)	Cobertura
ASTER	2001-2002	15	Local
VEGETATION	1998-2004	1000	Península
MODIS	2000-2004	500	Península
AHS	03/2004, 09/2004 04/2005 y 09/2005	7 y 10	Local
DAEDALUS-ATM	1998 y 2000	1.5-3	Local
AVHRR	1984-2002	1000	Península

- e) Diferentes fuentes de cartografía digital de Doñana integradas en un SIG con información sobre topografía (especial mención merece el MDE a resolución centimétrica de la marisma de Doñana obtenido con tecnología

LIDAR) y los modelos digitales del terreno derivados (pendientes, radiación solar, hidrología, etc.). El resto de cartografías corresponden a diferentes ediciones de mapas de cubiertas y usos del suelo de distintas administraciones y/o proyectos, de vegetación (algunos de ellos escaneados y digitalizados *ad hoc*), mapas de litología y climáticos extraídos a partir de interpolaciones espaciales, entre otros.

Todas estas fuentes se encuentran almacenadas en dos bases de datos consultables en Microsoft Access 97, una para las imágenes de satélite y otra para las fuentes de cartografía en formato digital.

Por otro lado, se ha comenzado a crear una base de firmas espectrales de las diferentes especies componentes de las comunidades vegetales del PND mediante el empleo de un espectroradiómetro de campo modelo ASD FieldSpec Pro JR/A110080 con un rango espectral de 350 a 2500 nm (Figura 30). Esta base se ha utilizado para discriminar dichas firmas en las imágenes de teledetección y poder realizar cartografías actualizadas y precisas de la vegetación, suelos desnudos y agua, así como sombras necesarias para la aplicación de diferentes protocolos.

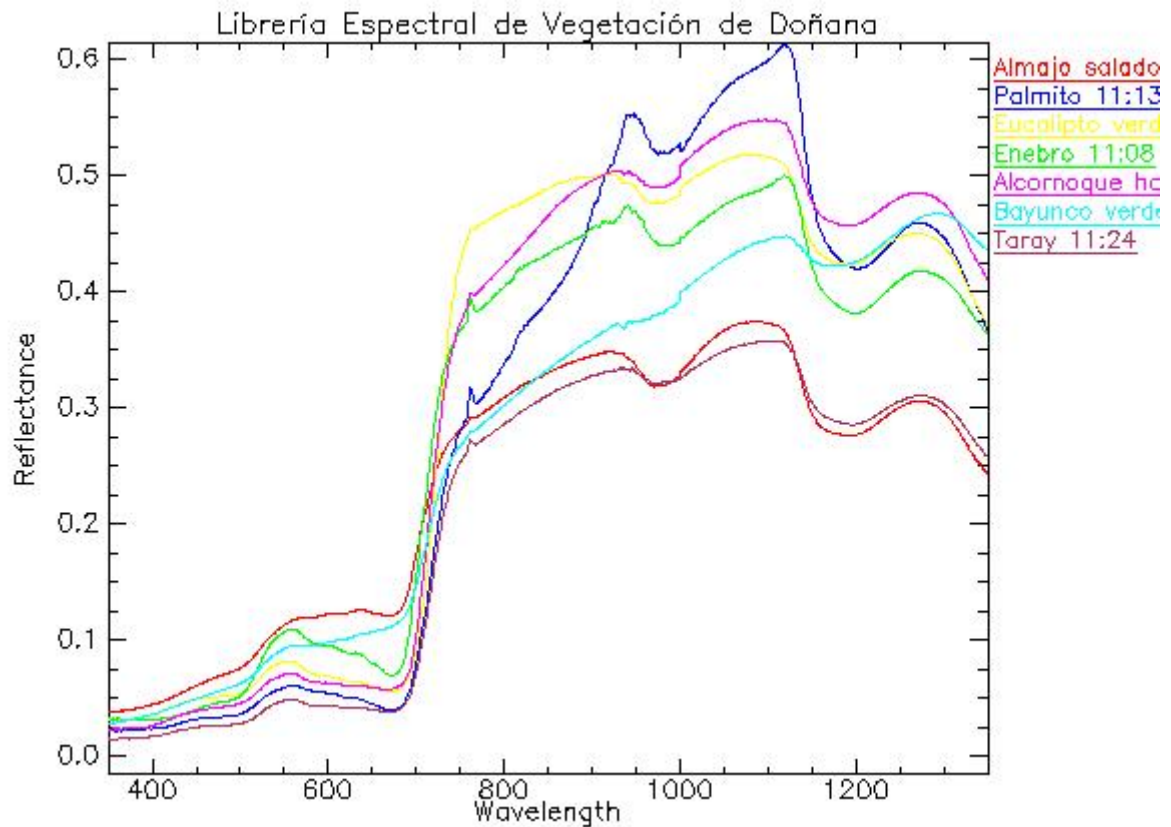


Figura 30: Firmas espectrales de algunas especies vegetales presentes en el PND. Rango espectral representado 350-1350 nm.

Debe mencionarse la adquisición también de un parapente a motor teledirigido denominado Pixy Movie, a la que se ha incorporado en su carlinga instrumentos de captación tales como cámaras de fotos ópticas e infrarrojas y un sistema de videografía. Estos instrumentos se emplean para la obtención de áreas de entrenamiento y áreas de verdad-terreno, si bien también está empleándose en la realización rápida de valoración de impactos derivados de situaciones puntuales y eventos imprevistos (mortandades, blooms de algas, seguimiento de especies invasoras, etc.).

1.4. Validación del protocolo

El protocolo requiere de una constante revisión y actualización con respecto a las nuevas fuentes de datos espaciales. Su validez queda constatada por la validez de cada uno de los protocolos en los que se emplean estas fuentes de datos espaciales.

1.5. Valoración del protocolo

Para el tratamiento de las imágenes y la información espacial se requieren licencias de MiraMon, ENVI y ArcGis. Para el primero ya se han adquirido 5 y una de Servidor de Mapas y certificador de mapas. El LAST-EBD adquirió una licencia para un equipo del software de teledetección ENVI de RSI. Para el último no existe licencia y podría plantearse su adquisición valorada entorno a los 6000€.

Con respecto al personal dedicado a la recopilación de fuentes se requiere un titulado medio que deberá poseer conocimientos de teledetección, fotointerpretación y digitalización en pantalla.

1.6. Referencias bibliográficas

Chuvieco, E. 2002. Teledetección Ambiental. Ariel Ciencia. Barcelona. Pp. 586.

Protocolo Auxiliar 2. Para la corrección geométrica, radiométrica y normalización de serie temporal de imágenes Landsat.

2.1. Introducción

Las imágenes con las que debe aplicarse este protocolo proceden de los sensores embarcados a bordo de los satélites Landsat principalmente debido a que constituyen la fuente histórica más larga y coherente de imágenes de satélite para la zona. El Landsat 1 se lanzó en 1972 y hay imágenes adquiridas regularmente sobre Doñana, con pocos huecos, a partir del lanzamiento de Landsat 2 en 1975. Por otra parte, se siguen adquiriendo imágenes de manera regular y las fechas de adquisición están planificadas de antemano, lo que facilita la realización de trabajo de campo simultáneo con el registro de la imagen por parte del sensor. Las características de los satélites de la serie landsat y de los distintos sensores allí embarcados se presenta en la tabla 1.

Como se ha comentado en el apartado III.1 el Laboratorio de SIG y Teledetección de la Estación Biológica de Doñana (LAST-EBD) posee imágenes en su mayoría de los satélites de la serie Landsat y de los sensores MSS, TM y ETM+. El número de imágenes de cada sensor y las fechas de captación figuran en las tablas 2 y 3 respectivamente. En tabla 2 se indican las imágenes que se han tratado en la fecha de redacción de este informe.

Tabla 1. Características de las misiones y sensores Landsat

Satélite	Lanzamiento (fin servicio)	Altitud (km)	Periodicidad (días)	Sensor	Banda: intervalo Espectral (μm)	Resolución espacial (m)
Landsat 1	23/07/72 (06/01/78)	917	18	RBV	(1) 0.48 - 0.57 (2) 0.58 - 0.68 (3) 0.70 - 0.83	80
				MSS	(4) 0.5 - 0.6 (5) 0.6 - 0.7 (6) 0.7 - 0.8 (7) 0.8 - 1.1	79
Landsat 2	22/01/75 (05/02/82)			Idéntico al Landsat 1		
Landsat 3	05/03/78 (31/03/83)			RBV	(1) 0.5 - 0.75	40
				MSS	(4) 0.5 - 0.6 (5) 0.6 - 0.7 (6) 0.7 - 0.8 (7) 0.8 - 1.1 (8) 10.4 - 12.6	79 240
Landsat 4	16/07/82 (1983)			705	16	MSS
		TM	(1) 0.45 - 0.52 (2) 0.52 - 0.60 (3) 0.63 - 0.69 (4) 0.76 - 0.9 (5) 1.55 - 1.75 (6) 10.4 - 12.5 (7) 2.08 - 2.35			30 120 30
Landsat 5	01/03/84 hasta la actualidad	Idéntico al Landsat 4				
Landsat 6	05/10/93 05/10/93	No alcanzo su altura orbital en el lanzamiento				
Landsat 7	15/04/99 31/05/03	ETM+	(1) 0.45 - 0.52			30
			(2) 0.53 - 0.61			30
(3) 0.63 - 0.69	30					
(4) 0.78 - 0.9	30					
(5) 1.55 - 1.75	30					
(6) 10.4 - 12.5	60					
(7) 2.09 - 2.35	30					
PAN 0.5 - 0.90	15					

Las imágenes Landsat pueden venir en varios formatos distintos dependiendo quien las procese, en la mayor parte de nuestros casos es la Agencia Espacial Europea la que procesa las imágenes y las genera en formato ESA CEOS, sin embargo hemos encontrado algunas imágenes en otros formatos como son: FAST, NLAPS Y HDF. Todo ello genera problemas de tratamiento automático de las imágenes y retrasos en su procesado.

El área de estudio se encuentra incluida en la escena del satélite Landsat en el Track 217 o 202 (según misión) y en el Frame 034, para dicha escena se

cuenta en el banco de imágenes con 245 imágenes de 3 sensores diferentes (ver Tabla 3).

Tabla 2. Número de imágenes del área de estudio según sensor.

Sensor	1	2	3	4	5	7	Total
MSS	10	25	9	15	12		71
TM					143		143
ETM						31	31
Total	10	25	9	15	155	31	245

2.2. Objetivos

Este relevante protocolo pretende:

- Generar una serie temporal de imágenes de Landsat coherente geográficamente y comparable radiométricamente.
- Almacenar de forma eficiente el volumen de información que significa la serie y el resto de fuentes de datos espaciales.

2.3. Pre-procesado y corrección de imágenes

Las correcciones de la imagen, son aquellos procesos que tienden a eliminar cualquier anomalía detectada en la imagen, ya sea en su localización, ya en la radiometría de los píxeles que la componen. Estas operaciones tienden a disponer los datos en la forma más cercana posible a una adquisición idónea, por ejemplo, situándolos sobre su posición geográfica correcta, o reconstruyendo la radiancia detectada por el sensor a partir de los ND (Niveles Digitales) de la imagen.

En el caso concreto de las imágenes espaciales, las deformaciones más frecuentes pueden agruparse en cuatro apartados:

- Distorsiones originadas por la plataforma.
- Distorsiones provocadas por la rotación y superficie terrestre.
- Distorsiones provocadas por el sensor.
- Distorsiones provocadas por las condiciones ambientales.

Algunos de estos problemas se solventan rutinariamente en los centros encargados de la recepción o venta de las imágenes. Otros, sin embargo, persisten, haciendo precisas una serie de técnicas para subsanarlos.

Tabla 3. Fecha de las imágenes Landsat del área de estudio.

138		TM						66						5						31						ETM																					
TRACK												202-217												FRAME												34											
año	ene		feb		mar		abr		may		jun		jul		ago		sep		oct		nov		dic																								
	I	II	I	II	I	II	I	II	I	II	I	II	I	II	I	II	I	II	I	II	I	II	I	II																							
1975								21		27			2	20						18	5	23																									
1976		16		21		28										19				21		26																									
1977							1	19							5	23	10																														
1978							14								18		23			29		25		22																							
1979				23	13			27	15			20												22																							
1980										18	5					16																															
1981								4		9			15		2	20	7			31				24																							
1982		29									13				6																																
1983	3		4				9			27			14		15			16	2	18				21																							
1984	6		7								14		8	24		25	10	26	12	28				31																							
1985			1		5					9	25				12	28				23	8		2																								
1986	3	19								27	12	28		30	15				2																												
1987	6		7		11		12						1		2	18	3					22		24																							
1988	9			26			14	30			1				4		5	21	7	23			10	26																							
1989		27	12			16		17			4			22	7					10																											
1990	14		15				20	6				23	9		10	26																															
1991						7		9	25		26				13		14				1	17																									
1992	4		5			24	9	25	11			28	14		15				2																												
1993	6		7			27					15			17	2			19		21			8																								
1994		25	10			14			1				4				6			24		25	11																								
1995	12						2	18		20		21		23		24	9																														
1996					3					22		23	9		10	26		27				30																									
1997				18	6				9			26	12	28	13	29				16		17																									
1998					9	25					13		15			16			3	19		20	8	22																							
1999	7		8				13			31		16				27	12				7	23																									
2000		18	3	19							2		12		13		6	22	8		1																										
2001		20		21			10				28	13	29									20																									
2002	7		8	24				29	31		16	2	18	3	19					22	7																										
2003	10		11					16	18		27	13			14																																
2004		21				25		26																																							

2.4. Corrección geométrica y georeferenciación

La corrección geométrica de una imagen incluye cualquier cambio en la posición que ocupan los píxeles que la forman. Son los procesos por los que pasa una imagen de manera que se pueda representar en una superficie plana, integrarse a otras imágenes y tener la integridad de un mapa. El procedimiento que hemos utilizado se denomina "corrección mediante puntos de control" o "rectificación" resulta un procedimiento empírico y trata de evaluar el error geométrico de la imagen a partir de una serie de puntos con coordenadas conocidas. Este tipo de corrección implica la selección de una proyección geográfica, (proyección, datum, elipsoide) debiendo considerarse el uso primario de los datos. Rectificar una Imagen incluye los siguientes pasos:

1. Localizar puntos de control terrestres. *Ground Control Points* (GCPs)
2. Computar y testar la matriz de transformación.
3. Remuestreo de la imagen

Conviene tener presente que, en determinadas aplicaciones, las correcciones resultan un paso obligado y previo a otros tratamientos. Este es el caso de las aplicaciones cartográficas en general, así como los estudios multi-temporales o los que acudan a información auxiliar. En ambos casos la precisión en el ajuste resulta un elemento fundamental.

Siempre que se necesite procesar conjuntamente varias imágenes de la misma región geográfica, estas deben poder superponerse geoméricamente previo al procesamiento. Por lo tanto en estos casos las correcciones geométricas también pueden considerarse como una etapa de preprocesamiento.

La base cartográfica de referencia viene definida por la "Ortofotografía digital de Andalucía (color)", fecha de vuelo: 1998-1999, sistema de referencia: Universal Transverse Mercator (UTM), Elipsoide: de Hayford o Internacional 1924, Datum: European 1950 (para España, según el Instituto Geográfico Nacional), Huso 30.

Para definir el marco de salida, se utilizó un conjunto de imágenes corregidas de forma somera, determinándose las coordenadas que contenían a todas las

imágenes, aproximándolas a aquellas coordenadas que fueran múltiplo del tamaño del píxel (30 m). Siendo los límites de las imágenes: Esquina superior izquierda (78000,4269000); Esquina inferior derecha (340020,4036980); Número de columnas (8734) y filas (7734); Tamaño de la imagen (X = 262020 e Y = 232020 metros)

Posteriormente se realizó la corrección geométrica de la imagen de referencia, que serviría para corregir el resto de las imágenes, se buscó una imagen de Landsat 7, para poder usar la banda pancromática, que fuera de verano (elevación solar mayor), y que no tuviera nubes. La imagen elegida fue la 20020718L7ETM202_34, la corrección fue realizada mediante el programa MiraMon, con 100 puntos de control y 23 de test, obteniéndose un error (puntos de test) de 12.95 m. El método de remuestreo fue la convolución cúbica (Considera el valor de los 16 píxeles más cercanos en la imagen fuente para asignar el nuevo valor al píxel de la imagen salida).

A partir de la imagen de referencia se corregirán el resto de las imágenes, los pasos son:

1. Pasos previos.- Se importan con MiraMon las imágenes originales en CD para la obtención del archivo de metadatos (*.rel). Se descomprimen las imágenes importadas con MiraMon pasando de byte-RLE a byte para poder utilizarlas en Idrisi y se convierten las imágenes descomprimidas de 16 a 32 bits con Idrisi32.
2. Reclasificación del "no data" original.- Las imágenes originales tienen como no data el valor 0, para pasos posteriores (corrección radiométrica), se requiere tener el no data a 255. Por esta razón se hace necesario la reclasificación del valor 0 a 255 y de los valores que en origen son 255 a 254. Este procedimiento se realizará con Idrisi32.
3. Rectificación, Remuestreo y Validación.- A partir de la imagen original en CD, con la imagen de referencia y mediante ENVI, se reposicionan entre 80 a 100 puntos de control, con un RMS del modelo menor al píxel (residuo de cada punto < 1). Se almacenan los puntos de control, los coeficientes y la tabla. La rectificación de todas las bandas se realiza mediante un modelo polinómico de orden 2.

4. El remuestreo es por convolución cúbica y se asigna al fondo el valor 255, los parámetros de la imagen serán los del marco de salida. Se nombra la imagen resultante según la nomenclatura acordada.
5. Se realiza una validación de la corrección geométrica de la imagen resultante mediante una comprobación visual por el operador con una cobertura vectorial derivada de la ortofoto de la zona. Se superponen sobre la imagen 5 grupos de carreteras distribuidas por toda la imagen. Finalmente, se separará cada una de las bandas del archivo multibanda.
6. Edición de los metadatos originales.- Del archivo *.rel, originales se cambian el tamaño de la imagen (columnas-8734 y filas-7734), el nombre de las bandas, la información cartográfica (UTM-30N-PS), las coordenadas de la imagen, el error del modelo corregistro, se incluye el proceso del corregistro y se cambia el "no data" a 255, se cambian los máximos de 255 a 254,. Se salvan los cambios con el nombre de la imagen corregistrada.

2.5. Corrección radiométrica

Éste es un término muy genérico, que designa aquellas técnicas que modifican los ND (niveles digitales)¹ originales, con objeto de acercarlos a los que habría presentes en la imagen caso de una recepción ideal.

¹ Nivel digital es la codificación de 0 a 255 del valor de radiancia registrado en el sensor para un punto del terreno.

La conversión de los ND almacenados en una imagen original a variables físicas es un paso previo que resulta de gran utilidad. Se define la reflectividad como la relación ente la energía reflejada y la incidente. Varía, por tanto, entre 0 (superficie perfectamente absorbente) y 1 (superficie perfectamente reflectora). La reflectividad de una cubierta depende de sus características físicas y químicas, así como de las condiciones del espectro, por lo que debemos añadirle el calificativo de espectral, acotando su medida a un determinado rango de longitudes de onda. Precisamente, en el análisis de cómo varía la reflectividad espectral de una cubierta encontramos la raíz para poder discriminarla.

El proceso de traducción de ND a reflectividades se realiza en dos fases: 1) conversión de ND a valores de radiancia, a partir de los coeficientes de calibrado del sensor, y 2) estimación de valores de reflectividad aparente, conociendo la irradiancia solar y la fecha de adquisición.

La reflectividad aparente asume que la observación se realiza en una atmósfera transparente, verticalmente, sobre el suelo plano (pendientes $< 5^\circ$) y superficies perfectamente lambertianas (carácter menos nítido cuanto menos rugosas sean).

Hasta el momento, las correcciones atmosféricas se han abordado siguiendo cuatro procedimientos:

- A partir de medidas in situ,
- A partir de imágenes de otros sensores,
- A partir de modelos físicos de transferencia radiativa,
- A partir de datos de la propia imagen.

Éste último sería, sin duda, el método más operativo, pues no requeriría de información externa y facilitaría una corrección completa de los datos, si consiguiéramos encontrar alguna función que extrajera de la señal detectada por el sensor la parte correspondiente a las condiciones atmosféricas. Las alternativas para llevar a cabo esta tarea son varias pero nos quedaremos con la que hemos utilizado:

Estimar la contribución de la atmósfera a partir de cubiertas que deberían presentar una reflectividad nula (métodos basados en el “objeto oscuro”). La propuesta inicial de estos métodos fue realizada por Chavez (1975), con sucesivas mejoras en 1988 y 1996. El punto de partida del método consiste en asumir que las áreas cubiertas con materiales de fuerte absorción (agua, zonas en sombra) deberían presentar una radiancia espectral muy próxima a cero. En la práctica, el histograma de los ND de la imagen siempre presenta un mínimo superior a ese valor, que se atribuye al efecto de dispersión atmosférica. Asimismo, se observa que ese valor mínimo es mayor en las bandas más cortas, disminuyendo hacia el infrarrojo cercano y medio. La dispersión Rayleigh – la más común – afecta principalmente a las longitudes de onda más cortas, lo que confirma que ese valor mínimo puede corresponder más al efecto de la atmósfera que a la radiancia espectral proveniente de la superficie terrestre. En suma, una sencilla aproximación a la corrección atmosférica consiste en restar a todos los ND de cada banda el mínimo de esa misma banda, situando el origen del histograma en cero. En definitiva supone estimar la radiancia aportada por la dispersión atmosférica a partir del valor mínimo del histograma. La asunción puede ser bastante correcta siempre que tengamos en la imagen zonas en sombra o con agua profunda.

El modelo de corrección radiométrica implementado en el programa MiraMon está basado en el propuesto por Pons y Solé-Sugrañes (1994). Este programa

permite corregir radiométricamente imágenes de teledetección captadas en las regiones espectrales visible e infrarrojo (no térmico). El modelo de corrección radiométrica es lambertiano y tiene en cuenta, entre otros factores, el relieve² (ángulos de incidencia y sombras proyectadas), la posición solar, la distancia Tierra-Sol en el momento de captación de la imagen, el amortiguamiento atmosférico en los caminos de ida y de retorno de la radiación y parámetros estándar, para cada canal, de densidad óptica atmosférica, irradiancia exoatmosférica solar y calibración del sensor. La corrección atmosférica se basa en el modelo de objeto oscuro (Chavez 1988) la resta de los valores radiométricos más bajos en cada canal que corresponden a la dispersión atmosférica. Este valor se conoce como KI. El proceso finaliza generando imágenes de 8-bit (256 valores) para lo cual es necesario reescalar los valores originales al rango [0,255] recuperando la mayor parte de la información y confinando altas reflectividades (> 0.75, poco probables) al valor 254.

Aunque este modelo de corrección puede trabajar siempre que el ángulo de incidencia sea menor que 90 grados, es más realista admitir que con ángulos cercanos a este valor, no puede asumirse un modelo lambertiano. Por ello es

² En nuestro caso al carecer de un modelo de suficiente calidad para toda la escena, y siendo el área de estudio predominantemente plana, se decidió utilizar un modelo plano.

necesario indicar, en grados, el ángulo a partir del cual ya no aplicaremos el modelo de corrección (i.e. en nuestro caso 73).

Las reflectancias saturadas se asignan a 254, reservando el valor 255 para píxeles donde el modelo no puede dar datos correctos: ángulos de incidencia superiores a 90° o al ángulo límite lambertiano indicado por el usuario, píxeles a la sombra de otros píxeles o, muy raramente, reflectancias anómalas (superiores a 1).

Los ficheros que se deben generar son:

- El fichero de kl (objeto oscuro) se obtendrá a partir de las imágenes originales, siendo el menor valor de cada banda, siempre que no caiga en la sombra de las nubes (umbrías y mar son válidos).
- Los valores a incluir en el fichero de reescalado se obtienen a partir del histograma de las imágenes originales. El criterio de máximo valor asumible en NDs considera el último cambio en decimales de la frecuencia acumulada en % de NDs. Este valor tiene un factor de reescalado que le corresponde basado en la relación lineal entre NDs y “reflectividades efectivas simplificadas”. Esta relación lineal teórica definida en Pons y Solé-Sugrañes (1994) con 3 valores ha sido extendida a todos los valores posibles con idea de simplificar la búsqueda del factor de reescalado y puede consultarse en el archivo “radiometria.xls”.

2.6. Normalización radiométrica de la serie.

Las imágenes de satélite han sufrido un proceso de corrección radiométrica en el que se ha pasado de ND (niveles digitales) a valores de radiancia registrados en el sensor y estos a su vez a valores de reflectancia de la superficie terrestre en base a datos de calibración del sensor y a información sobre constantes solares y ángulo de iluminación del sol. El dato de reflectancia de una superficie varía entre imágenes por cambios reales en la reflectancia en la superficie; pero también debido a variaciones en las condiciones atmosféricas en el momento de la toma, variaciones en la iluminación y cambios en la respuesta del sensor que no se hayan corregido bien con los parámetros de calibración.

El procedimiento de normalización pretende hacer comparables imágenes de distintas fechas y de distintos sensores corrigiendo los efectos en la reflectancia de cada pixel que sean atribuibles a efectos atmosféricos, de iluminación y del sensor; pero conservando las diferencias debidas a cambios en la reflectividad de las superficies. En realidad este procedimiento no sería necesario si fuera posible una corrección perfecta de la imagen con los procedimientos de corrección radiométrica anteriores. El procedimiento asume que al comparar dos imágenes de distinta fecha y/o sensor existen elementos cuya reflectividad no ha variado. Se asume también que los cambios en reflectividad registrada son lineales y se pueden corregir mediante una ecuación lineal.

Para este banco de imágenes se ha buscado un procedimiento de normalización semiautomático, que puede aplicarse a la mayoría de las imágenes de la serie temporal y que permite las comparaciones directas a nivel radiométrico entre imágenes de distintas fechas y sensores. Este procedimiento se ha aplicado sólo a las bandas del visible e infrarrojo cercano y medio de los sensores TM y ETM+, que tienen las mismas características radiométricas y la misma resolución espacial (30 m).

Todo procedimiento de normalización altera los valores de reflectividad de la imagen y puede reducir diferencias reales en la reflectividad de las superficies. Por ejemplo, un suelo húmedo y un suelo seco no tienen la misma reflectividad en todas las bandas y al normalizar la imagen se pueden perder algunas diferencias atribuibles a la humedad del suelo. Por lo tanto, puede haber aplicaciones que requieran de normalizaciones distintas, y por lo tanto esta es sólo una de las normalizaciones posibles para toda (o parte de) la serie.

El procedimiento se ha basado en la selección de un conjunto de áreas invariantes de distinto tipo ubicadas espacialmente por toda la imagen y representativas de todo el gradiente de reflectancias en las distintas bandas. Se asume que de este conjunto de zonas invariantes hay zonas que pueden haber cambiado y que estas son dependientes de cada fecha, al menos por: nubes, sombras de nubes, pérdida de datos y cambios reales en la reflectividad. Los píxeles de "no cambio" formarán una línea en un gráfico de

dispersión de cada banda concreta para las dos fechas que se comparen (Figura 31). Si se hace una selección de los píxeles a lo largo de esta línea se puede establecer una relación lineal entre las reflectividades en una fecha y las reflectividades en la otra.

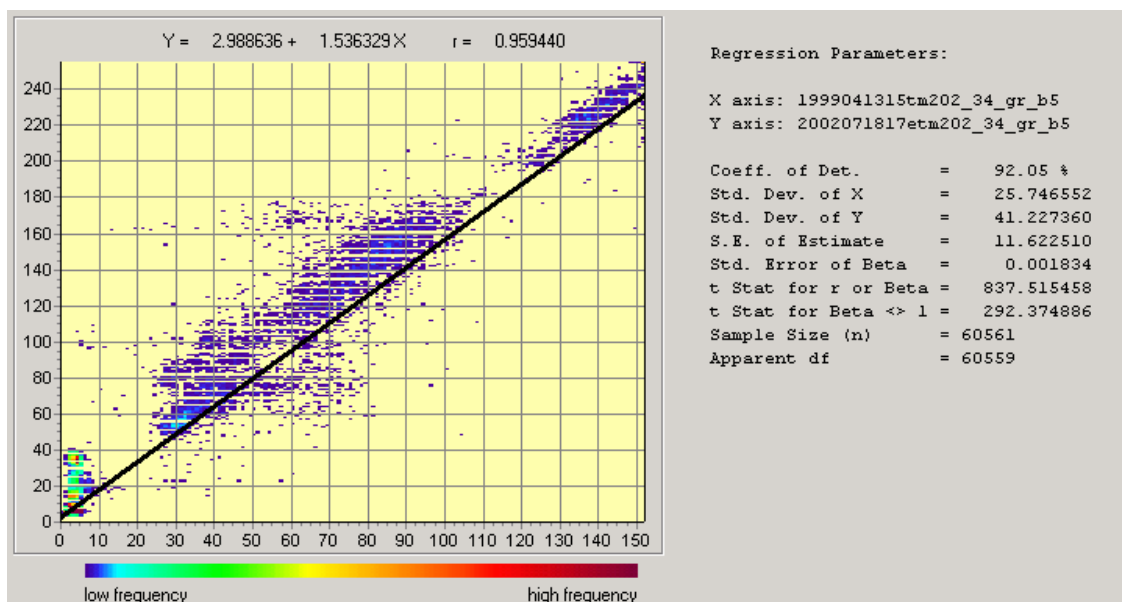


Figura 31. Regresión lineal de píxeles de áreas invariantes entre la fecha de referencia y la imagen por normalizar. Los píxeles a lo largo de la línea de regresión son aquellos que no van variado sus reflectancias entre las dos fechas.

Se asume que las áreas pseudo-invariantes elegidas son superficies tienden a variar poco en reflectividad y pueden haber permanecido relativamente estables en los últimos 30 años. El mar y las arenas de Doñana son los más representativos (y además se sitúan en los extremos del espectro de todas las bandas); pero se incluyen también zonas urbanas, pistas de aeropuertos, zonas mineras, zonas variadas con poca vegetación y finalmente se han incluido pinares (con poca variación fenológica). La selección es amplia con idea de eliminar los píxeles que indican cambios de reflectividad reales por un procedimiento estadístico.

Se ha optado por elegir una única imagen de referencia 2002071817etm202_34_gr (18 de julio de 2002 del Landsat-7 ETM+) con respecto a la cual normalizar todas las demás. La razón para utilizar esta imagen es que procede de un sensor de alta calidad ETM+, de fecha reciente de verano sin problemas de sombras ni nubes y con poco efecto atmosférico

(tal y como se deduce por la reflectividad del mar en el visible). Esta es además la misma imagen que se ha seleccionado para usar como referencia en el procedimiento de co-registro.

El método emplea una regresión de mínimos cuadrados para ajustar cada banda de cada fecha a la banda correspondiente de la imagen 20020718I7etm202_34_gr. Se ha preferido este procedimiento frente a una regresión ortogonal por 2 razones: Idrisi no calcula regresiones ortogonales, y es de esperar que la imagen de referencia tenga menos error que la imagen que se va a normalizar, y que esto suceda en la mayoría de los casos. Una regresión por mínimos cuadrado asume que la imagen de referencia tiene menos error.

El procedimiento genera primero una máscara de nubes e identifica los píxeles con valores perdidos en la imagen para normalizar y los elimina del conjunto de zonas invariantes para esta banda. Genera una primera regresión con las zonas invariantes definidas, calcula los residuos de esta regresión y calcula su desviación estándar (una primera medida de la intensidad del efecto atmosférico, diferencia de iluminación y grado de cambio temporal respecto de la imagen de referencia que es mayor cuanto mayor sea este valor). Se genera una nueva máscara eliminando todo pixel con un residuo superior a 11.11. Se selecciona este valor fijo porque es aproximadamente una desviación estándar para imágenes de Landsat 5 de distinta fecha. Con la nueva máscara de píxeles que no han variado se calculan los parámetros de la regresión (offset y gain) que son los que se aplican para normalizar la imagen.

Para la selección de áreas pseudo-invariantes se han escogido un total de 80 polígonos distintos distribuidos por toda la imagen que pertenecen a 9 tipos de superficies (Figura 32). En total suponen 60561 píxeles distribuidos como figura en la tabla 4.

Tabla 4. Áreas pseudo-invariantes y superficie en píxeles ocupada

Id	Tipo	Nº píxeles
1	Mar	49501
2	Embalses	5025
3	Pinar	1672
4	Urbano-1	927
5	Urbano-2	1101
6	Aeropuertos	922
7	Arena (dunas y playas)	783
8	Pastizal con roca, suelo desnudo y varios	298
9	Zonas mineras	332

También se ha generado una segunda máscara que difiere en los polígonos de mar y embalses y que es más equilibrada. Ésta tiene 11363 píxeles repartidos de acuerdo a la tabla. El objetivo de esta segunda máscara es evitar problemas

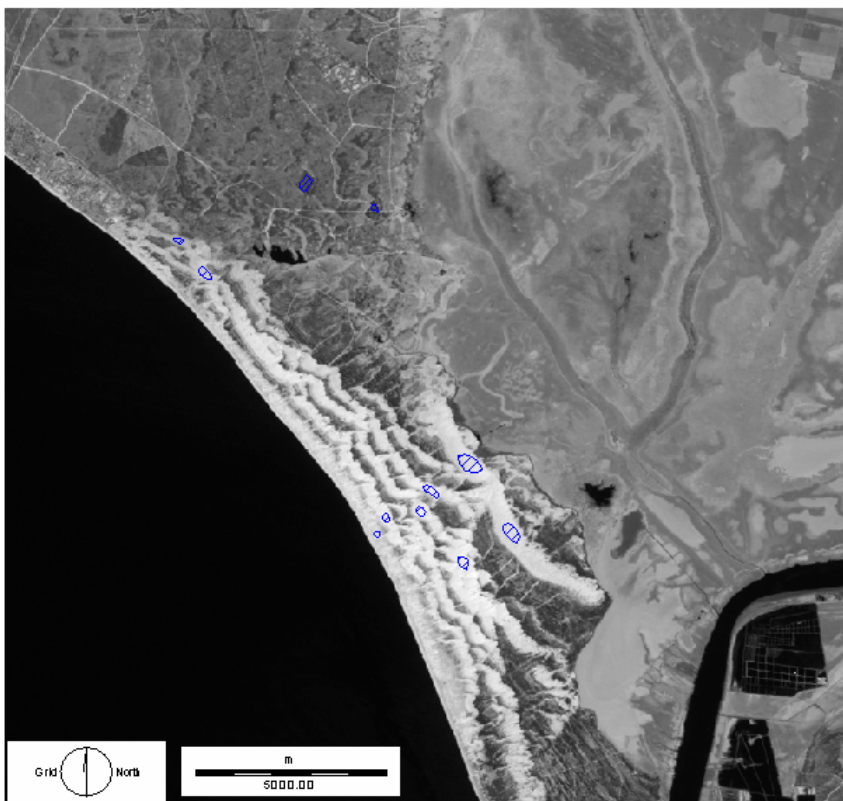


Figura 32.- Ejemplo de selección de polígonos pseudo-invariantes en arenas y zonas de pinar usados en la normalización de las imágenes.

derivados de un excesivo peso del mar o de los embalses en la regresión, que se pueden presentar en imágenes con mucha calina en el mar o mucha turbidez en los embalses. Esta máscara se usa para normalizar en aquellas imágenes en las que la primera máscara presenta problemas.

El complejo procedimiento descrito para el preprocesado de las imágenes ha requerido de varios meses para su desarrollo y puesta a punto, y requiere entre 1 y 3 días de trabajo de un operador para cada imagen. Esto explica que no haya sido posible tratar todas las imágenes del banco en la fecha de redacción de este informe (Tabla 5).

Tabla 5. Fechas de las imágenes con corrección geométrica, radiométrica y normalizadas, para la redacción de este informe (el número indica el día del mes).

AÑO	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
1984								25				
1985		01										
1986	19											
1987												
1988	09											
1989	27											
1990	14											
1991									14			
1992	04			09								
1993	06											
1994	25											
1995	12			02 18								
1996									27		30	
1997		18	06		09		12 28	13 29			17	
1998												
1999	07					16		27	12			
2000		19										
2001		21										
2002	07						02 18	03 19		22		
2003	10											
2004	21		25	26								

2.7. Resultados

A lo largo del año 2005 se ha procedido a la corrección geométrica del 100% de la serie temporal. A un 50% se le ha aplicado ya el protocolo de corrección radiométrica y la normalización radiométrica al 20% del total. Esta serie temporal constituye la principal fuente de datos para los protocolos aquí descritos.

A continuación se adjunta en la Tabla 6 el estado de aplicación de este protocolo para la totalidad de la serie de imágenes.

Tabla 6: Listado completo de fechas para las que existe imagen de satélite y estado actual del proceso de aplicación del protocolo.

Fecha	Sensor	Corregistro	Corr. Radiométrica	Normalización
08/03/73	MSS	Si	No	No
21/04/75	MSS	Si	No	No
27/05/75	MSS	Si	No	No
02/07/75	MSS	Si	No	No
20/07/75	MSS	Si	No	No
18/10/75	MSS	Si	No	No
05/11/75	MSS	Si	No	No
16/01/76	MSS	Si	No	No
21/02/76	MSS	Si	No	No
28/03/76	MSS	Si	No	No
19/08/76	MSS	Si	No	No
21/10/76	MSS	Si	No	No
26/11/76	MSS	Si	No	No
01/04/77	MSS	Si	No	No
19/04/77	MSS	Si	No	No
05/08/77	MSS	Si	No	No
10/09/77	MSS	Si	No	No
14/04/78	MSS	Si	No	No
18/08/78	MSS	Si	No	No
23/09/78	MSS	Si	No	No
29/10/78	MSS	Si	No	No
25/11/78	MSS	Si	No	No
22/12/78	MSS	Si	No	No
23/02/79	MSS	Si	No	No
13/03/79	MSS	Si	No	No
15/05/79	MSS	Si	No	No
20/06/79	MSS	Si	No	No
04/05/81	MSS	Si	No	No
09/06/81	MSS	Si	No	No
15/07/81	MSS	Si	No	No
02/08/81	MSS	Si	No	No
20/08/81	MSS	Si	No	No
07/09/81	MSS	Si	No	No
31/10/81	MSS	Si	No	No
24/12/81	MSS	Si	No	No
29/01/82	MSS	Si	No	No
04/02/83	MSS	Si	No	No
09/04/83	MSS	Si	No	No
27/05/83	MSS	Si	No	No
14/07/83	MSS	Si	No	No
15/08/83	MSS	Si	No	No
16/09/83	MSS	Si	No	No
18/10/83	MSS	Si	No	No
21/12/83	MSS	Si	No	No
06/01/84	MSS	Si	No	No
07/02/84	MSS	Si	No	No
14/06/84	MSS	Si	No	No
08/07/84	TM/ETM	Si	Si	Si
25/08/84	TM/ETM	Si	Si	Si

Fecha	Sensor	Corregistro	Corr. Radiométrica	Normalización
10/09/84	TM/ETM	Si	No	No
12/10/84	TM/ETM	Si	No	No
28/10/84	TM/ETM	Si	No	No
31/12/84	TM/ETM	Si	No	No
01/02/85	TM/ETM	Si	Si	Si
05/03/85	TM/ETM	Si	No	No
09/06/85	TM/ETM	Si	No	No
25/06/85	TM/ETM	Si	No	No
28/08/85	MSS	Si	No	No
23/10/85	MSS	Si	No	No
02/12/85	TM/ETM	Si	No	No
03/01/86	TM/ETM	Si	Si	Si
19/01/86	TM/ETM	Si	No	No
27/05/86	TM/ETM	Si	No	No
12/06/86	TM/ETM	Si	No	No
28/06/86	TM/MSS	Si	No	No
30/07/86	TM/MSS	Si	No	No
15/08/86	TM/ETM	Si	No	No
02/10/86	TM/ETM	Si	No	No
06/01/87	TM/ETM	Si	No	No
07/02/87	TM/ETM	Si	No	No
11/03/87	MSS	Si	No	No
12/04/87	MSS	Si	No	No
01/07/87	TM/ETM	Si	No	No
02/08/87	TM/ETM	Si	No	No
18/08/87	TM/MSS	Si	No	No
03/09/87	TM/ETM	Si	No	No
22/11/87	TM/ETM	Si	No	No
24/12/87	MSS	Si	No	No
09/01/88	TM/ETM	Si	Si	Si
26/02/88	TM/ETM	Si	No	No
14/04/88	TM/ETM	Si	No	No
30/04/88	TM/ETM	Si	No	No
01/06/88	TM/ETM	Si	No	No
04/08/88	TM/ETM	Si	No	No
05/09/88	TM/ETM	Si	No	No
21/09/88	TM/ETM	Si	No	No
07/10/88	TM/ETM	Si	No	No
10/12/88	TM/ETM	Si	No	No
27/01/89	TM/ETM	Si	Si	Si
12/02/89	TM/ETM	Si	No	No
16/03/89	TM/ETM	Si	No	No
17/04/89	TM/ETM	Si	No	No
04/06/89	TM/ETM	Si	No	No
22/07/89	TM/ETM	Si	No	No
07/08/89	TM/ETM	Si	No	No
10/10/89	TM/ETM	Si	No	No
14/01/90	TM/ETM	Si	Si	Si
15/02/90	TM/ETM	Si	No	No
20/04/90	TM/ETM	Si	No	No
06/05/90	TM/ETM	Si	No	No

Fecha	Sensor	Corregistro	Corr. Radiométrica	Normalización
23/06/90	TM/MSS	Si	No	No
09/07/90	TM/ETM	Si	No	No
10/08/90	TM/ETM	Si	No	No
26/08/90	TM/ETM	Si	No	No
07/04/91	TM/ETM	Si	No	No
09/05/91	TM/ETM	Si	No	No
25/05/91	TM/ETM	Si	No	No
26/06/91	TM/ETM	Si	No	No
13/08/91	TM/ETM	Si	No	No
14/09/91	TM/ETM	Si	Si	Si
01/11/91	TM/ETM	Si	No	No
17/11/91	TM/ETM	Si	No	No
04/01/92	TM/ETM	Si	Si	Si
05/02/92	TM/ETM	Si	No	No
24/03/92	TM/ETM	Si	No	No
09/04/92	TM/ETM	Si	No	Si
25/04/92	TM/ETM	Si	No	No
11/05/92	TM/ETM	Si	No	No
28/06/92	TM/ETM	Si	No	No
14/07/92	TM/ETM	Si	No	No
15/08/92	TM/ETM	Si	No	No
02/10/92	TM/ETM	Si	Si	No
06/01/93	TM/ETM	Si	Si	Si
07/02/93	TM/ETM	Si	Si	No
27/03/93	MSS	Si	Si	No
15/06/93	TM/ETM	Si	Si	No
17/07/93	TM/ETM	Si	Si	No
19/09/93	TM/ETM	Si	Si	No
21/10/93	TM/ETM	Si	Si	No
08/12/93	TM/ETM	Si	Si	No
25/01/94	TM/ETM	Si	Si	Si
10/02/94	TM/ETM	Si	Si	No
14/03/94	TM/ETM	Si	Si	No
01/05/94	TM/ETM	Si	Si	No
04/07/94	TM/ETM	Si	Si	No
06/09/94	TM/ETM	Si	Si	No
24/10/94	TM/ETM	Si	Si	No
25/11/94	TM/ETM	Si	Si	No
11/12/94	TM/ETM	Si	Si	No
12/01/95	TM/ETM	Si	Si	Si
02/04/95	TM/ETM	Si	Si	Si
18/04/95	TM/ETM	Si	Si	Si
20/05/95	TM/ETM	Si	Si	No
21/06/95	TM/ETM	Si	Si	No
23/07/95	TM/ETM	Si	Si	No
24/08/95	TM/ETM	Si	Si	No
09/09/95	TM/ETM	Si	Si	No
03/03/96	TM/ETM	Si	Si	No
22/05/96	TM/ETM	Si	Si	No
23/06/96	TM/ETM	Si	Si	No
09/07/96	TM/ETM	Si	Si	No
10/08/96	TM/ETM	Si	Si	No

Fecha	Sensor	Corregistro	Corr. Radiométrica	Normalización
26/08/96	TM/ETM	Si	Si	No
27/09/96	TM/ETM	Si	Si	Si
30/11/96	TM/ETM	Si	Si	Si
18/02/97	TM/ETM	Si	Si	Si
06/03/97	TM/ETM	Si	Si	Si
09/05/97	TM/ETM	Si	Si	Si
26/06/97	TM/ETM	Si	Si	No
12/07/97	TM/ETM	Si	Si	Si
28/07/97	TM/ETM	Si	Si	Si
13/08/97	TM/ETM	Si	Si	Si
29/08/97	TM/ETM	Si	Si	Si
16/10/97	TM/ETM	Si	Si	No
17/11/97	TM/ETM	Si	Si	Si
09/03/98	TM/ETM	Si	Si	No
25/03/98	TM/ETM	Si	Si	No
13/06/98	TM/ETM	Si	Si	No
15/07/98	TM/ETM	Si	Si	No
16/08/98	TM/ETM	Si	Si	No
03/10/98	TM/ETM	Si	Si	No
19/10/98	TM/ETM	Si	Si	No
20/11/98	TM/ETM	Si	Si	No
06/12/98	TM/ETM	Si	Si	No
22/12/98	TM/ETM	Si	Si	No
07/01/99	TM/ETM	Si	Si	Si
08/02/99	TM/ETM	Si	Si	No
13/04/99	TM/ETM	Si	Si	No
31/05/99	TM/ETM	Si	Si	No
16/06/99	TM/ETM	Si	Si	Si
27/08/99	TM/ETM	Si	Si	Si
12/09/99	TM/ETM	Si	Si	Si
07/11/99	TM/ETM	Si	Si	No
23/11/99	TM/ETM	Si	Si	No
18/01/00	TM/ETM	Si	Si	No
03/02/00	TM/ETM	Si	Si	No
19/02/00	TM/ETM	Si	Si	Si
02/06/00	TM/ETM	Si	Si	No
12/07/00	TM/ETM	Si	Si	No
13/08/00	TM/ETM	Si	Si	No
06/09/00	TM/ETM	Si	Si	No
22/09/00	TM/ETM	Si	Si	No
08/10/00	TM/ETM	Si	Si	No
01/11/00	TM/ETM	Si	Si	No
20/01/01	TM/ETM	Si	Si	No
21/02/01	TM/ETM	Si	Si	Si
10/04/01	TM/ETM	Si	Si	No
28/05/01	TM/ETM	Si	Si	No
13/06/01	TM/ETM	Si	Si	No
29/06/01	TM/ETM	Si	Si	No
07/01/02	TM/ETM	Si	Si	Si
08/02/02	TM/ETM	Si	Si	Si
24/02/02	TM/ETM	Si	Si	Si

Fecha	Sensor	Corregistro	Corr. Radiométrica	Normalización
29/04/02	TM/ETM	Si	Si	Si
31/05/02	TM/ETM	Si	Si	Si
16/06/02	TM/ETM	Si	Si	Si
02/07/02	TM/ETM	Si	Si	Si
18/07/02	TM/ETM	Si	Si	Si
03/08/02	TM/ETM	Si	Si	Si
19/08/02	TM/ETM	Si	Si	Si
22/10/02	TM/ETM	Si	Si	Si
07/11/02	TM/ETM	Si	Si	No
10/01/03	TM/ETM	Si	Si	Si
11/02/03	TM/ETM	Si	Si	No
16/04/03	TM/ETM	Si	Si	No
18/05/03	TM/ETM	Si	Si	No
27/06/03	TM/ETM	Si	Si	No
13/07/03	TM/ETM	Si	Si	No
14/08/03	TM/ETM	Si	Si	No
12/12/03	TM/ETM	Si	Si	No
21/01/04	TM/ETM	Si	Si	Si
25/03/04	TM/ETM	Si	Si	Si
26/04/04	TM/ETM	Si	Si	Si
13/06/04	TM/ETM	Si	Si	No
15/07/04	TM/ETM	Si	Si	No
31/07/04	TM/ETM	Si	No	No

2.8. Validez del protocolo

Los tratamientos preestablecidos proporcionan imágenes perfectamente comparables y de fácil manipulación y análisis. Este resultado se traduce en la posibilidad de definir la variación temporal de determinada cubierta o uso del suelo y a su discriminación espectral a lo largo de la serie basándose únicamente en umbrales.

2.9. Valoración del protocolo

Con respecto al personal dedicado al tratamiento de imágenes de teledetección se requiere un titulado medio que deberá poseer conocimientos de teledetección, fotointerpretación y digitalización en pantalla.

Bibliografía

Chavez, P. S. 1975. Atmospheric, solar and MTF corrections for ERTS digital imagery. Proceedings of the American Society of Photogrammetry, Falls Church, VA.

Chavez, P. S. 1988. An improved dark-object subtraction technique for atmospheric scattering correction of multispectral data. *Remote Sensing of Environment* 24:459-479.

Pons, X., and L. Solé-Sugrañes. 1994. A simple radiometric correction model to improve automatic mapping of vegetation from multispectral satellite data. *Remote Sensing of Environment* 48:191-204.

Protocolo Auxiliar 3. Para la adquisición de datos de campo como verdad-terreno para seguimiento por teledetección.

3.1. Introducción

La toma de datos de campo suele hacerse de forma simultánea a la adquisición de las imágenes de satélite. Tiene por objeto obtener información a emplear en los análisis como verdad-terreno para construir los modelos de clasificación y testar su validez.

El proceso de toma de datos puede realizarse mediante 3 tipos de muestreo siempre con el empleo de un GPS convencional o diferencial:

- Perimetración de áreas de entrenamiento mediante delineación sobre el terreno de los límites de superficies homogéneas y representativas mediante recorrido de los bordes de las cubiertas a clasificar.
- Transectos lineales realizando puntos de muestreo de la variable a medir a distancias iguales en función de la heterogeneidad observada. En cada punto de muestreo se registra la información correspondiente a la variable analizada.
- Firmas espectrales mediante el empleo de espectroradiómetro de campo sobre muestras reducidas con aplicación en análisis de mezclas espectrales, estado fisiológico de la vegetación y contenido hídrico en suelo, entre otros.

En todos los protocolos se emplea la metodología de trabajo de campo detallada en este apartado.

3.2. Objetivos

- Establecer la metodología de recogida de datos que constituyen la verdad terreno para ser utilizada como áreas de entrenamiento y/o áreas de validación.
- Fijar los parámetros de utilización de GPS para la recogida de datos en el campo.

3.3. Resultados

La Figura 33 se muestran las áreas de entrenamiento empleadas en la cartografía para el protocolo C1.1.

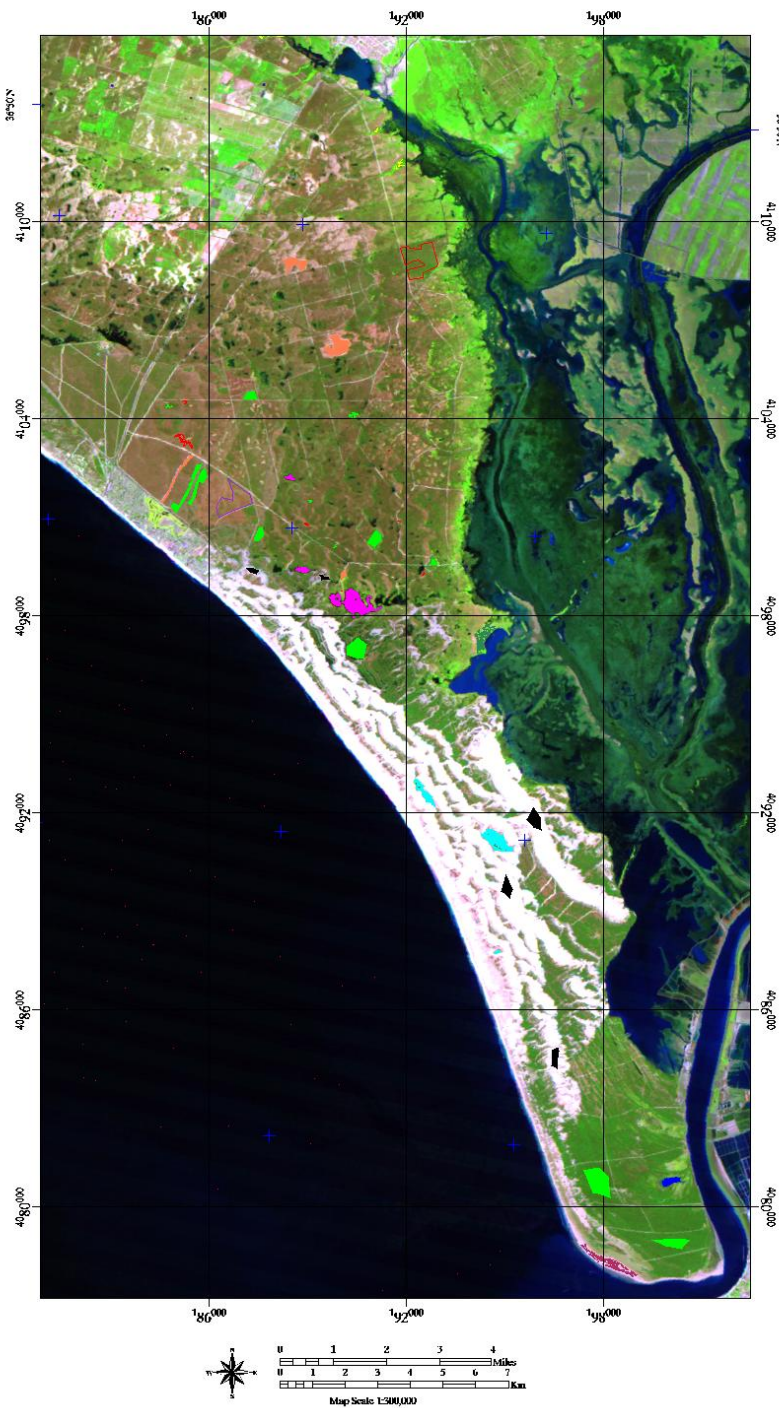


Figura 33: Localización de las áreas de entrenamiento empleadas en la clasificación del protocolo C1.1.

3.4. Validez de los protocolos

El establecimiento de un protocolo metodológico de recogida de datos en el terreno con GPS constituye un aspecto relevante en el programa de seguimiento, dada la diversidad de sistemas de proyección disponibles en los softwares instalados en los diferentes GPS.

La puesta en común de este protocolo se ha llevado a cabo mediante un curso de empleo de GPS e integración en SIG de 25 horas lectivas con clases prácticas llevado a cabo durante el mes de marzo de 2005 con 30 asistentes del equipo de seguimiento de procesos naturales de la RBD. Este mismo curso pretende llevarse a cabo para el personal del PND.

3.5. Valoración de los protocolos

Este protocolo requiere de la realización de cursos periódicamente y la actualización del instrumental GPS del equipo de seguimiento de procesos naturales con objeto de incorporar mejoras en la captura de los datos, tales como el empleo de agendas electrónicas con GPS integrado (Ej. Garmin iQue 3600).

Protocolo Auxiliar 4. Propuesto para la creación de un sistema integrado de teledetección para el programa de seguimiento: el sensor AHS

4.1. Introducción

El Airborne Hyperspectral Scanner – AHS es un Sensor hiperespectral aeroportado de barrido mecánico (whiskbroom scanner). Su diseño se ajusta a las necesidades identificadas a partir de la experiencia del Laboratorio Central de Teledetección del INTA (Instituto Nacional de Técnicas Aeroespaciales).

El sensor cubre un rango espectral desde 430 nanómetros hasta 1220 nanómetros con un total de 80 bandas. La Figura 34 representa la disposición espectral del sensor.

En Doñana ha llevado a cabo ya 4 campañas de vuelo merced a un proyecto financiado por el IGME cuyo principal objetivo es la cartografía de las lagunas del manto eólico. Estas campañas han sido diseñadas en colaboración con el LAST-EBD para valorar la aplicabilidad del sensor en diversas cubiertas (gradiente de inundación, respuesta espectral de masas homogéneas de vegetación, cartografía de especies vegetales invasoras, entre otros).

El AHS constituye en definitiva la herramienta que permite extrapolar los procesos a nivel del terreno hasta la escala regional proporcionada por las imágenes de satélite de forma que configuran un sistema integrado multiescala de teledetección (Figura 35).

Esta posibilidad que enriquece notablemente las aplicaciones destinadas al seguimiento tiene además dos ventajas interesantes a considerar:

1. La posibilidad de incorporar en la panza de la aeronave que porta el sensor AHS otro sensor, bien sea de tipo LIDAR (láser altimétrico) o cámara fotogramétrica. Esto permitiría obtener sistemáticamente modelos digitales del terreno en paralelo con la adquisición de imágenes hiperespectrales.
2. El procedimiento de acuerdo con el INTA es el convenio entre organismos del estado. En este sentido el INTA es distribuidor de imágenes de satélite y

permite la suscripción a esta distribución bajo convenio, lo cual facilita la utilización del AHS en Doñana.

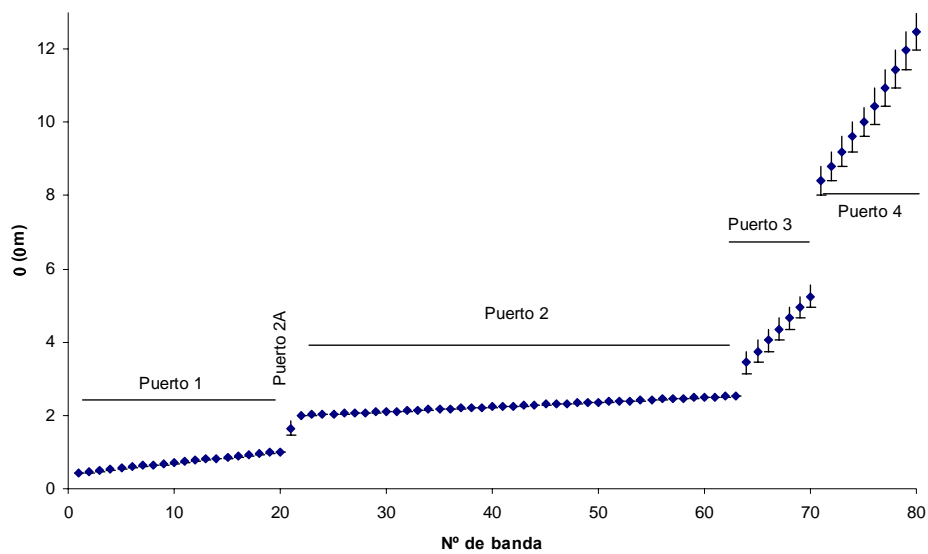


Figura 34: Distribución de las bandas del sensor AHS a lo largo del espectro.

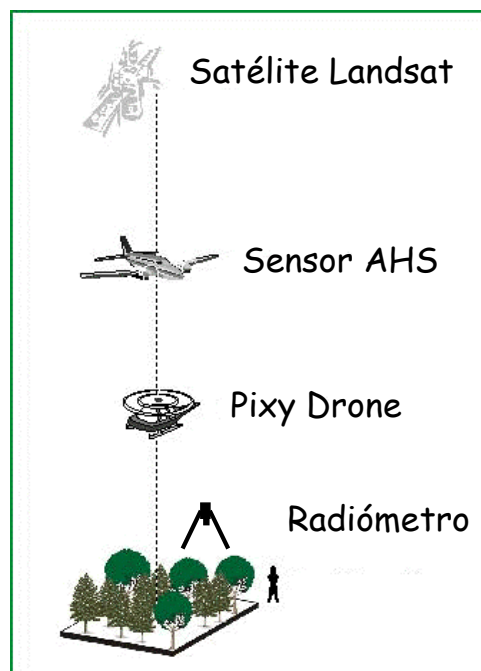


Figura 35. Esquema de aproximación multiescala mediante sistema de teledetección integrada propuesto para el seguimiento de procesos naturales en el PND.

4.2. Objetivos

- Enriquecer las cartografías generadas mediante las imágenes AHS, generando cartografías más detalladas en resolución espacial y con leyendas más precisas.

- Aportar información cuantitativa de las cubiertas objeto de seguimiento, tales como abundancia de especies dominantes, producción primaria, estado foliar, mortalidad, etc.

4.3. Resultados

Mediante la aplicación de las imágenes AHS de la campaña de septiembre de 2004 (Figura 36), se consiguió ampliar la leyenda de la cartografía de matorral para el protocolo C1.1. Mediante el empleo de las firmas espectrales de las especies vegetales dominantes, se generó una cartografía a 5 m de resolución del monte negro, monte blanco y monte intermedio (Figura 37). Las especies dominantes en cada una de ellas son respectivamente *Erica scoparia* y *Ulex australis*, *Halimium halimifolium* y *Rosmarinus officinalis*, y una mezcla de estas especies en el intermedio.

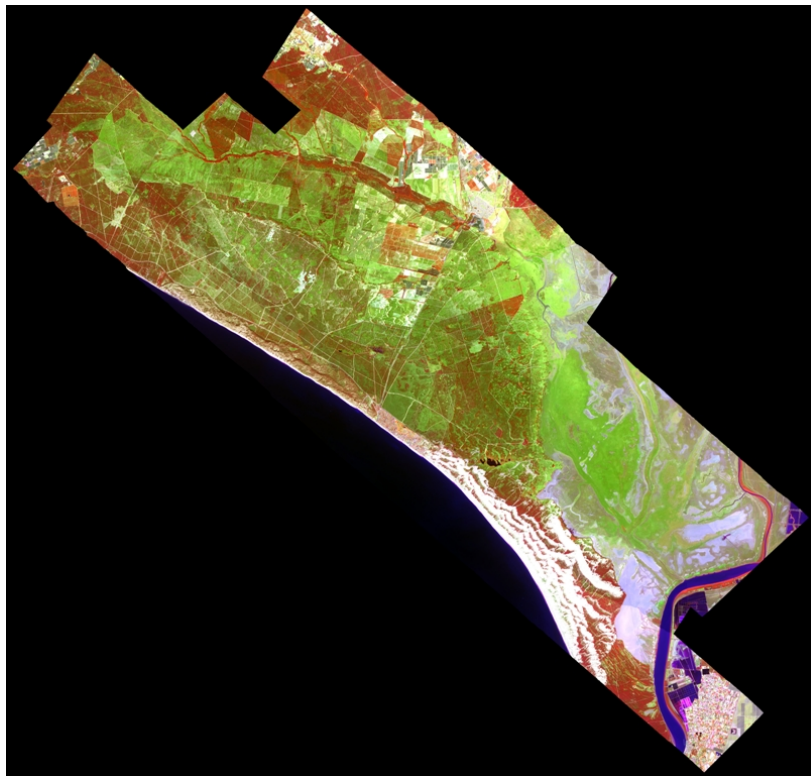


Figura 36: Mosaico de las 5 pasadas del sensor AHS del 21 septiembre de 2004.

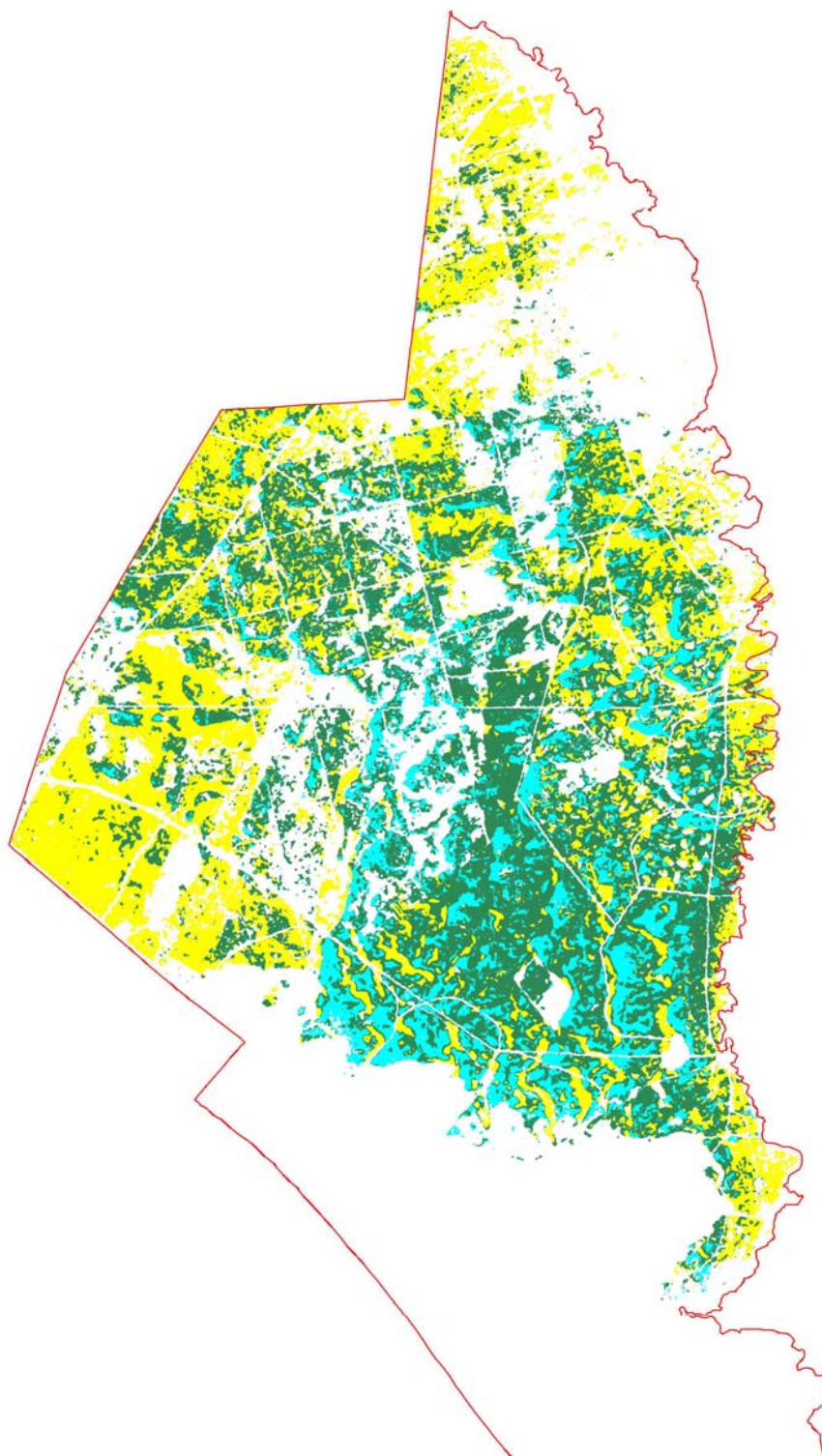


Figura 37: Cartografía de monte negro (azul claro), monte intermedio (verde oscuro) y monte blanco (amarillo) a partir de la imagen AHS de septiembre de 2004.

El porcentaje de acierto de esta clasificación espectral fue de 0.7. La superficie obtenida para cada una de estas clases figura en la Tabla 21.

Tabla 21: Superficie ocupada por cada una de las clases de matorral en setiembre de 2004.

Clase	Área (ha)
Monte negro	1147.4
Monte intermedio	3017.8
Monte blanco	2512.5

Por último, como prueba se llevó a cabo un análisis de mezclas espectrales para discriminar las abundancias de las especies componentes y dominantes de estas clases de matorral en la zona de la Reserva Biológica. El resultado muestra la proporción de cada una de estas especies en la cubierta final de matorral (Figura 38).

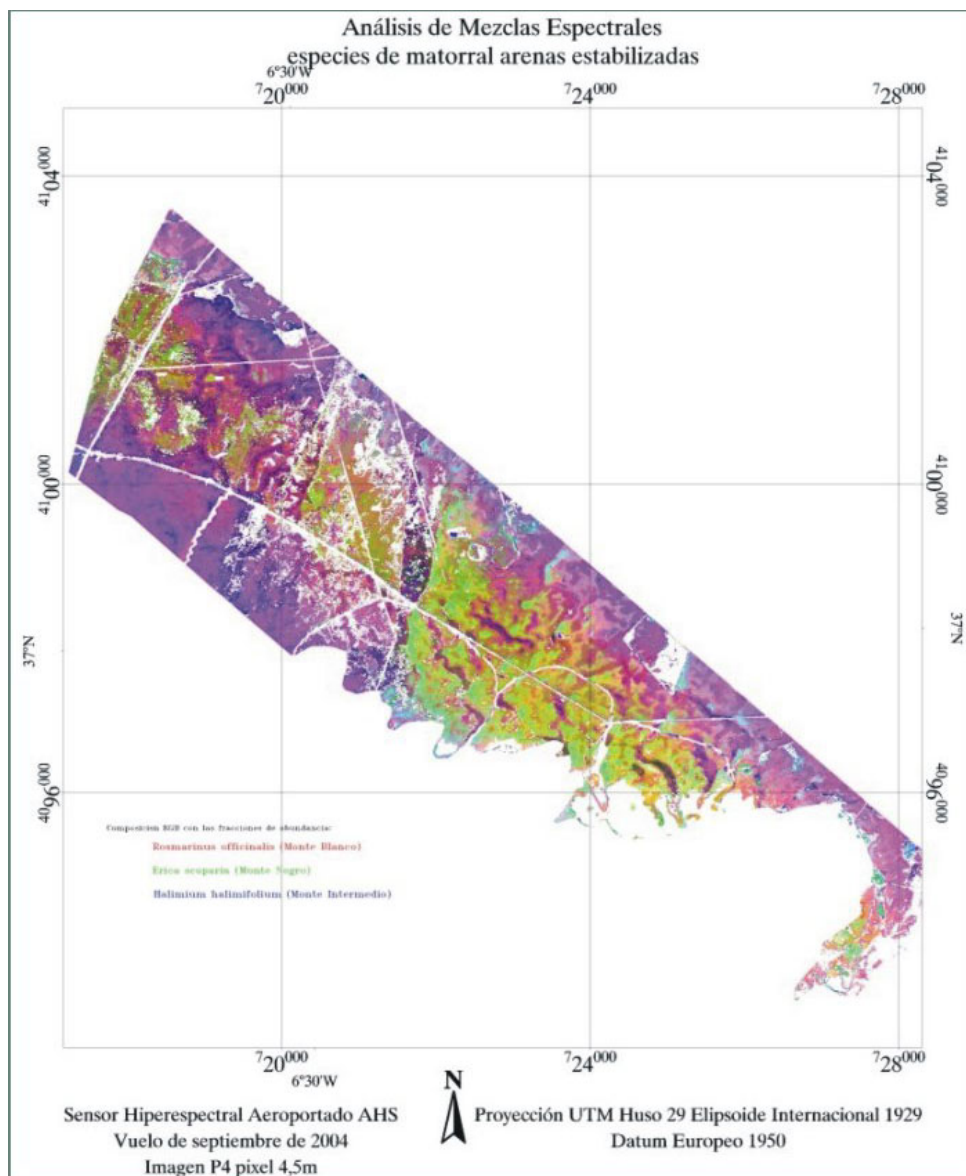


Figura 38: Abundancias relativas del romero (rosa), el brezo (verde) y el jaguarzo (azul) en la zona de matorral de la RBD.

4.4. Validez del protocolo

El empleo del sensor AHS aporta una información mucho más detallada y cuantitativa que permite enriquecer notablemente el seguimiento a escala de paisaje establecido a partir de los otros protocolos.

La aportación no comporta sólo un aumento de la precisión y el detalle de la cartografía si no también de la información cuantitativa (abundancias relativas).

4.5. Valoración del protocolo

Se requiere la firma del convenio, ya elaborado y aceptado, y el establecimiento de un marco metodológico de trabajo para la puesta a punto de diversas aplicaciones que permitan generar productos cartográficos concretos a partir del sensor AHS.

Protocolo Auxiliar 5. Para la distribución y divulgación de datos mediante el Servidor de Cartografía Digital de doñana

5.1. Introducción

Una de las labores fundamentales vinculadas al seguimiento planteado es la publicación o divulgación de los datos recopilados por el programa de seguimiento a lo largo del tiempo (ver apartado “Presentación de los Trabajos” en el documento de Prescripciones Técnicas). El equipo de seguimiento de procesos naturales de la RBD posee una licencia del Servidor de Mapas de MiraMon que presenta dos ventajas fundamentales frente al acceso tradicional de cartografía:

- El usuario no necesita conocer la ubicación física de las capas disponibles (servidor y directorio). Tampoco es necesario conocer el nombre de las hojas dentro de un corte topográfico involucrado en el área de trabajo.
- El usuario puede obtener las capas que necesita de la zona con los parámetros de visualización prediseñados, sin necesidad de un proceso laborioso de recorte y mosaico de las capas individuales y posterior composición del mapa final.

5.2. Objetivos

- Publicar en Internet la información espacial resultante de los protocolos metodológicos del programa de seguimiento.
- Labor de almacenamiento y actualización de dichas bases de datos espaciales.

5.3. Resultados

En la actualidad se encuentra el Servidor de Cartografía Digital de Seguimiento del PND está activo y con disponibilidad de capas a visualizar y descargar (<http://mercurio.ebd.csic.es/seguimiento/>).

En la Figura 39 puede apreciarse el marco general de zoom sobre el que

puede escogerse la escala de detalle a mostrar, los botones que dan paso a consulta, modificación del zoom y localización geográfica de varias capas entre las que se incluyen los límites administrativos y la ortofoto color a 1 m de resolución espacial.

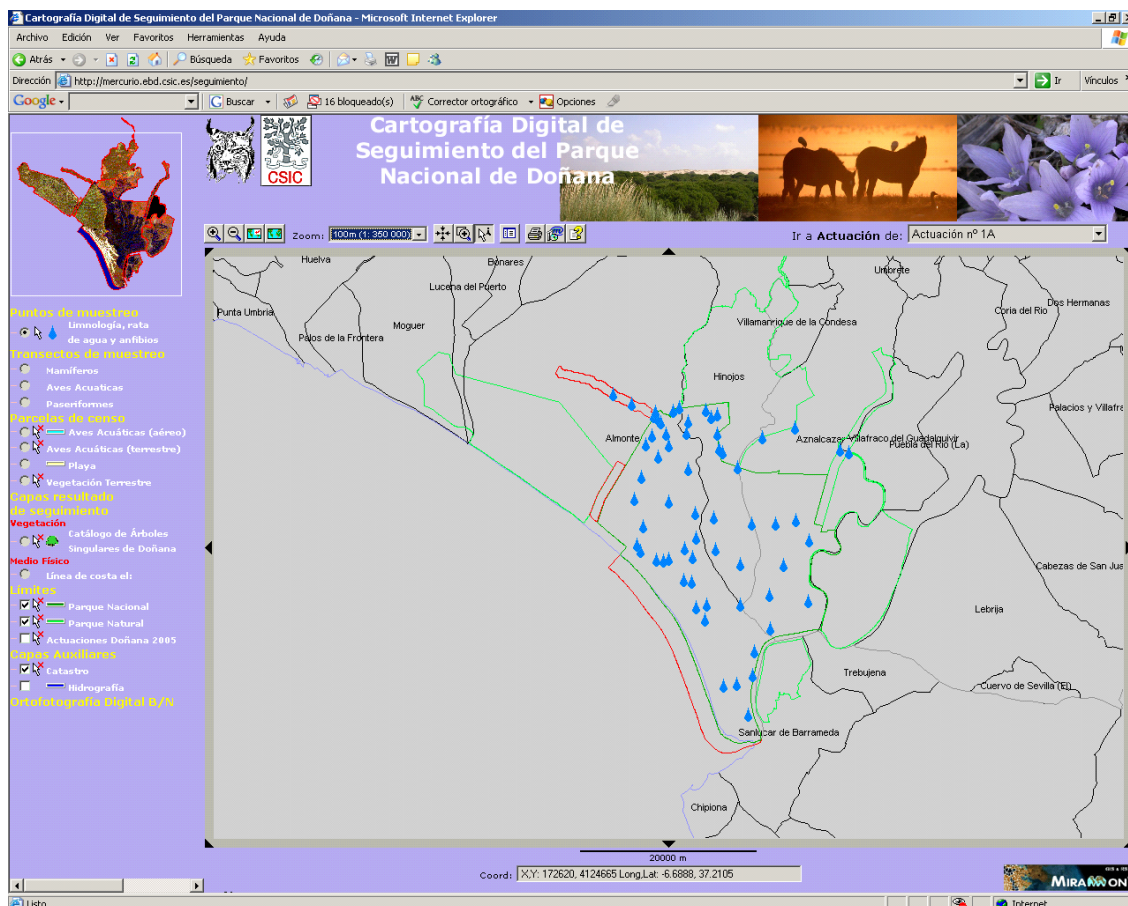


Figura 39. Aspecto del Servidor de Cartografía Digital de Seguimiento de Doñana.

5.4. Validez del protocolo

El servidor de mapas requiere de un esfuerzo continuado de mantenimiento y actualización por lo que su puesta al día es lenta. No obstante proporciona de una manera rápida los resultados cartográficos de los protocolos sobre una base geográfica amplia.

5.5. Valoración del protocolo

Ante la necesidad de actualización del Servidor se requiere que el titulado medio encargado con conocimientos de teledetección, fotointerpretación y digitalización en pantalla, sepa también incorporar nuevas capas espaciales resultantes de los protocolos en el Servidor.

Anexo 3. Informe sobre la biodiversidad de Doñana

INFORME SOBRE LA BIODIVERSIDAD DE DOÑANA

Listado de organismos

(Versión Nº 0 de junio de 2006)

José Juan Chans Pousada, Selene Garrido Guil, Juan Calderón Rubiales

Estación Biológica de Doñana (CSIC)

Organismo Autónomo de Parques Nacionales
(Ministerio de Medio Ambiente)

Fundación BBVA

Índice

Índice.....	1
Agradecimientos	2
Introducción	3
Algas	4
Phylum Bacillariophyta	4
Phylum Chlorophyta	5
Phylum Cyanobacteria	6
Phylum Dinophyta.....	6
Phylum Euglenophyta.....	7
Phylum Ochrophyta	7
Reino Fungi.....	8
Phylum Ascomycota.....	8
Clase Ascolichenes (Líquenes).....	8
Clases Himenoascomycetes y Loculoascomycetes (Setas I)	8
Phylum Basidiomycota (Setas II)	9
Reino Plantae	11
Phylum Bryophyta (Musgos)	11
Phylum Anthocerotophyta (Antocerotes)	11
Phylum Hepatophyta (Hepáticas).....	12
Phylum Equisetophyta (Helechos I)	12
Phylum Lycopodiophyta (Helechos II)	13
Phylum Pteridophyta (Helechos III)	13
Phylum Gymnospermae.....	13
Phylum Angiospermae	14
Reino Animalia.....	20
Phylum Nematoda (Nematodos)	20
Phylum Mollusca (Moluscos).....	20
Phylum Echinodermata (Erizos, Estrellas, Pepinos de Mar)	21
Phylum Rotifera (Rotíferos).....	21
Phylum Arthropoda.....	22
Superclase Crustacea (Crustáceos)	22
Orden Odonata (Libélulas)	23
Orden Orthoptera (Grillos, Saltamontes y afines).....	24
Orden Hymenoptera (Hormigas, Abejas y afines)	24
Orden Coleoptera (Escarabajos y afines).....	25
Orden Lepidoptera (Mariposas, Polillas).....	27
Orden Hydrachnellae (Hidracnelas).....	27
Phylum Chordata	28
Clases Actinopterygii, Cephalaspidomorphi y Chondrichthyes (Peces)	28
Clase Amphibia (Anfibios)	29
Clase Reptilia (Reptiles)	29
Clase Aves	30
Clase Mammalia (Mamíferos)	33
Bibliografía	34
Anexo.....	38

Agradecimientos

La confección de los listados de organismos que constituyen este informe ha sido posible gracias a la participación de los siguientes estudiantes en prácticas, procedentes de la Granja-Escuela Agroforestal de Trigueros (Huelva):

- Violeta Pérez González (Técnico Superior en Gestión y Organización de Recursos Naturales y Paisajísticos)
- Miguel Caraballo Rodríguez (Técnico en Trabajos Forestales y Conservación del Medio Natural).

Agradecemos a los dos su inestimable ayuda y entusiasmo.

Gracias a Héctor Garrido, Olga Ceballos, Manolo Máñez, Miguel Ángel Bravo y José Luís Arroyo por los libros y artículos que han puesto a nuestra disposición y que sin duda ha contribuido a mejorar este trabajo.

Introducción

La compilación detallada de los seres vivos que habitan o han habitado Doñana ha sido una preocupación de la Estación Biológica de Doñana desde sus comienzos. Un primer listado, aunque sólo referido a vertebrados, fue propuesto por Valverde en 1960, en su trabajo sobre la Marisma del Guadalquivir. El último, taxonómicamente más amplio pero aún así incompleto, lo encontramos en García-Novo y Marín-Cabrera (2005). Y entre uno y otro ha habido numerosos catálogos parciales. El proyecto de puesta a punto del Seguimiento en Doñana (en convenio con el Organismo Autónomo de Parques Nacionales) contempla una recopilación lo más amplia posible. Por otra parte, en el proyecto de publicación en la Web los Cuadernos de Campo de Doñana (proyecto financiado por la Fundación BBVA), se piensa elaborar un catálogo de los animales y plantas citados en los mismos, aunque encuadrado en uno más general de la fauna y flora citada en publicaciones ya existentes sobre el área, ya que los Cuadernos de Campo adolecen de un sesgo importante hacia aves (y en menor medida, hacia flora, mamíferos y artrópodos). De la conjunción de ambos proyectos ha surgido el informe que se presenta a continuación.

Este primer Informe, denominado “versión Nº 0” (porque debe considerarse más bien un borrador), pretende ser el inicio de una serie de listados de organismos, cada vez más completos y más actualizados, en los que se vayan recogiendo todos los seres vivos que hayan sido inventariados o descritos en publicaciones científicas sobre Doñana y su entorno más próximo. A pesar del gran número de organismos que se presentan aquí (3.217) queda por obtener mucha más información. Esta versión inicial quiere servir de presentación para fomentar la aportación de datos, correcciones, nuevas ideas, etc.

Para mantener una cierta homogeneidad en la presentación de los datos (que son enumeraciones en orden alfabético) se ha tomado como taxón de referencia el *Phylum*. En algunos casos hay grupos taxonómicos de mayor relevancia que comprenden varios *phyla* (por ejemplo las plantas) y en otros, ocurre que un *phylum* es demasiado amplio para agrupar a todos sus componentes (por ejemplo los artrópodos). Para cada *phylum* se han utilizado dos tipos de referencias documentales (ya sean fuentes bibliográficas o páginas Web's): Las que han confirmado la presencia en Doñana de los organismos y las que han servido de apoyo para actualizar la nomenclatura y las clasificaciones taxonómicas.

Para las siguientes versiones (ya en preparación la Nº 1), además de aparecer inventariados nuevos organismos, se presentarán clasificaciones taxonómicas más detalladas (*Phylum*, Clase, Orden, Familia, Género, Especie, Subespecie, Variedad), sinonimias, clasificaciones funcionales (especies autóctonas, invasoras, diurnas...), grados de protección y conservación, nombres vulgares en castellano, etc. Otras ideas para el futuro son la presentación de los nombres vulgares en varios idiomas e incluso la creación de un *software* para búsquedas y clasificaciones.

Los resultados de este informe (como de los sucesivos) no se podrán considerar concluyentes. Siempre quedarán grupos de organismos por conocer, nomenclaturas científicas por actualizar, nuevas categorías taxonómicas donde reubicar los organismos, etc.

Algas

Total: 391

Phylum Bacillariophyta

Total: 167

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).

Pando, F. (2000).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Achnanthes brevipens</i>	<i>Diatoma elongatum</i>	<i>Navicula cuspidata</i>
<i>Achnanthes exigua</i>	<i>Diatoma vulgare</i>	<i>Navicula cuspidata ambigua</i>
<i>Achnanthes inflata</i>	<i>Diploneis elliptica</i>	<i>Navicula cuspidata heribaudi</i>
<i>Achnanthes lanceolata</i>	<i>Diploneis ovalis</i>	<i>Navicula gastrum</i>
<i>Achnanthes minutissima</i>	<i>Epithemia argus</i>	<i>Navicula lanceolata</i>
<i>Achnanthes ploensis</i>	<i>Epithemia sorex</i>	<i>Navicula phyllepta</i>
<i>Achnanthes hungarica</i>	<i>Epithemia turgida</i>	<i>Navicula pigmaea</i>
<i>Amphiprora alata</i>	<i>Epithemia zebra</i>	<i>Navicula pupula</i>
<i>Amphora coffeaiformis</i>	<i>Epithemia zebra saxonica</i>	<i>Navicula radiosa</i>
<i>Amphora commutata</i>	<i>Epithemia zebra saxonica</i>	<i>Navicula salinarum</i>
<i>Amphora ovalis</i>	<i>Eunotia exigua</i>	<i>Navicula schroeteri</i>
<i>Amphora ovalis pediculus</i>	<i>Eunotia lunaris</i>	<i>Nitzschia acicularis</i>
<i>Amphora veneta</i>	<i>Eunotia pectinalis</i>	<i>Nitzschia acuta</i>
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>	<i>Eunotia pestinalis</i>	<i>Nitzschia amphibia</i>
<i>Anomoeoneis vitrea</i>	<i>Fragilaria capucina</i>	<i>Nitzschia amphioeys</i>
<i>Asterionella formosa</i>	<i>Fragilaria construens</i>	<i>Nitzschia circumscuta</i>
<i>Bacillaria paxillifer</i>	<i>Fragilaria intermedia</i>	<i>Nitzschia clausi</i>
<i>Caloneis amphisbaena</i>	<i>Frustulia vulgaris</i>	<i>Nitzschia closterium</i>
<i>Caloneis ladogensis</i>	<i>Gomphonema abbreviatum</i>	<i>Nitzschia commutata</i>
<i>Caloneis noricus</i>	<i>Gomphonema acuminatum</i>	<i>Nitzschia commutata</i>
<i>Caloneis permagna</i>	<i>Gomphonema angustatum</i>	<i>Nitzschia cuspidata</i>
<i>Caloneis silicula</i>	<i>Gomphonema constrictum</i>	<i>Nitzschia dicephala</i>
<i>Campylodiscus clypeus</i>	<i>Gomphonema gracile</i>	<i>Nitzschia digitoradiata</i>
<i>Cocconeis discultus</i>	<i>Gomphonema gracilis</i>	<i>Nitzschia dissipata</i>
<i>Cocconeis pediculus</i>	<i>Gomphonema intricatum</i>	<i>Nitzschia fasciculata</i>
<i>Cocconeis placentula</i>	<i>Gomphonema lanceolaum</i>	<i>Nitzschia filiformis</i>
<i>Cyclotella atomus</i>	<i>Gomphonema longiceps</i>	<i>Nitzschia frugalis</i>
<i>Cyclotella kutzingiana</i>	<i>Gomphonema parvulum</i>	<i>Nitzschia frustulum</i>
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	<i>Gomphonema spencerii</i>	<i>Nitzschia gibbula</i>
<i>Cyclotella ocellata</i>	<i>Gyrosigma accuminatum</i>	<i>Nitzschia gracilis</i>
<i>Cylindrotheca gracilis</i>	<i>Gyrosigma cuminatum</i>	<i>Nitzschia halophila</i>
<i>Cymatopleura solea</i>	<i>Gyrosigma macrum</i>	<i>Nitzschia hantzchiana</i>
<i>Cymbella affinis</i>	<i>Hantzschia amphioxus</i>	<i>Nitzschia hungarica</i>
<i>Cymbella cesatii</i>	<i>Mastogloia elliptica</i>	<i>Nitzschia ignorata</i>
<i>Cymbella navienliformis</i>	<i>Mastogloia smithii</i>	<i>Nitzschia intermedia</i>
<i>Cymbella tumidula</i>	<i>Melosira granulata</i>	<i>Nitzschia linearis</i>
<i>Cymbella ventricosa</i>	<i>Melosira oviens</i>	<i>Nitzschia linearis</i>
<i>Denticula elegans</i>	<i>Melosira varians</i>	<i>Nitzschia littoralis</i>
<i>Denticula tenuis</i>	<i>Navicula cryptocephala exilis</i>	<i>Nitzschia longissima</i>

<i>Nitzschia lorenciana</i>	<i>Nitzschia viridula</i>	<i>Stauroneis acuta</i>
<i>Nitzschia navicularis</i>	<i>Pinnularia appendiculata</i>	<i>Stauroneis anceps</i>
<i>Nitzschia obtusa</i>	<i>Pinnularia borealis</i>	<i>Stauroneis phoenicenteron</i>
<i>Nitzschia palea</i>	<i>Pinnularia braunii</i>	<i>Stauroneis salina</i>
<i>Nitzschia parvula</i>	<i>amphicephala</i>	<i>Stephanodiscus dubius</i>
<i>Nitzschia pusilla</i>	<i>Pinnularia divergens</i>	<i>Surirella ovalis</i>
<i>Nitzschia recta</i>	<i>Pinnularia gibba</i>	<i>Surirella ovata</i>
<i>Nitzschia reinhardii</i>	<i>Pinnularia hemiptera</i>	<i>Surirella ovata apiculata</i>
<i>Nitzschia seminulum</i>	<i>Pinnularia lundii</i>	<i>Surirella striatula</i>
<i>Nitzschia sigma</i>	<i>Pinnularia major</i>	<i>Surirella tenera</i>
<i>Nitzschia sigmoidea</i>	<i>Pinnularia microstaurum</i>	<i>Synedra acus</i>
<i>Nitzschia spectabilis</i>	<i>Pinnularia nodosa</i>	<i>Synedra acus radians</i>
<i>Nitzschia stagnorum</i>	<i>Pinnularia paraleliestriata</i>	<i>Synedra rumpens</i>
<i>Nitzschia standeriella</i>	<i>Pinnularia viridis</i>	<i>Synedra tabulata</i>
<i>Nitzschia staurastrum</i>	<i>Pleurosigma elongatum</i>	<i>Synedra ulna</i>
<i>Nitzschia subtilis</i>	<i>Rhopalodia gibba</i>	<i>Thalassiosira fluviatilis</i>
<i>Nitzschia tryblionella</i>	<i>Rhopalodia musculus</i>	<i>Thalassiosira weissflogii</i>

Phylum Chlorophyta

Total: 66

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).
Pando, F. (2000).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Ankistrodesmus falcatus</i>	<i>Closterium tumidum</i>	<i>Pleurotaenium ehrenbergii</i>
<i>Ankistrodesmus gracilis</i>	<i>Closteriummoniliferum</i>	<i>Podoedra distracta</i>
<i>Ankistrodesmus hantzschii</i>	<i>Coenocystis planctonica</i>	<i>Pteromonas angulosa</i>
<i>Apicocystis brauniana</i>	<i>Cosmarium dimazum</i>	<i>Spirogyra communis</i>
<i>Chara aspera</i>	<i>Cosmarium humile</i>	<i>Spirogyra ellipsospora</i>
<i>Chara canescens</i>	<i>Cosmarium laeve</i>	<i>Spirogyra majuscula</i>
<i>Chara connivens</i>	<i>Cosmarium obtusatum</i>	<i>Spirogyra perforans</i>
<i>Chara fragilis</i>	<i>Cosmarium subtumidum</i>	<i>Spirogyra varians</i>
<i>Chara galioides</i>	<i>Cosmarium vexatum</i>	<i>Staurastrum punctulatum</i>
<i>Chara oedophylla</i>	<i>Diplochloris lunata</i>	<i>Staurodesmus dickie</i>
<i>Chlamydocapsa planctonica</i>	<i>Eutetramourus planctonica</i>	<i>circularis</i>
<i>Chlamydomonas sp.5</i>	<i>Gonium formosum</i>	<i>Tetraedon caudatum</i>
<i>Chlorella vulgaris</i>	<i>Hormidium subtile</i>	<i>Tetraedon minimum</i>
<i>Chodatella quadriseta</i>	<i>Hyalorhaphidium rectum</i>	<i>scrobiculatum</i>
<i>Cladophora cornuta</i>	<i>Lagerheimia genevensis</i>	<i>Tetraedon regulare</i>
<i>Cladophora fracta</i>	<i>Lagerheimia wratislaviensis</i>	<i>Tetraedon trigonum</i>
<i>Closterium aciculare</i>	<i>Nitella capillaris</i>	<i>Tetraedron triangulare</i>
<i>Closterium acutus</i>	<i>Nitella flexilis</i>	<i>Tetraedron victoriae</i>
<i>Closterium dianale</i>	<i>Nitella mucronata</i>	<i>Tolypella salina</i>
<i>Closterium kustzingii</i>	<i>Nitella translucens</i>	<i>Treubaria setigera</i>
<i>Closterium leibleinii</i>	<i>Oocystis parva</i>	<i>Treubaria triappendiculata</i>
<i>Closterium longissima</i>	<i>Oocystis solitaria</i>	<i>Zygnema sphaericum</i>
<i>Closterium lunula</i>	<i>Pandorina morum</i>	

Phylum Cyanobacteria

Total: 106

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).
Pando, F. (2000).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Actinastrum hantzschii</i>	<i>Merismopedia glauca</i>	<i>Phormidium tennue</i>
<i>Anabaena</i>	<i>Merismopedia punctata</i>	<i>Raphidiopsis mediterranea</i>
<i>aphanizomenoides</i>	<i>Merismopedia ralleve</i>	<i>Rhabdoderma lineare</i>
<i>Anabaena recta</i>	<i>Merismopedia tenuisima</i>	<i>Scenedesmus abundans</i>
<i>Anabaena scheremetievi</i>	<i>Merismopedia tralleri</i>	<i>Scenedesmus acuminatus</i>
<i>Anabaena spiroides</i>	<i>Microcoleus steenstrupi</i>	<i>Scenedesmus acutus</i>
<i>Anabaena torulosa</i>	<i>Microcystis aeruginosa</i>	<i>Scenedesmus denticulatus</i>
<i>Anabaenopsis circularis</i>	<i>Monoraphidium arcuatum</i>	<i>Scenedesmus dimorphus</i>
<i>Anabaenopsis tanganyikae</i>	<i>Monoraphidium circinale</i>	<i>Scenedesmus ecornis</i>
<i>Aphanocapsa clathrata</i>	<i>Monoraphidium circunde</i>	<i>Scenedesmus falcatus</i>
<i>Aphanocapsa elachista</i>	<i>Monoraphidium contortum</i>	<i>Scenedesmus flexuosus</i>
<i>Aphanocapsa holsatica</i>	<i>Monoraphidium dybowskii</i>	<i>Scenedesmus intermedius</i>
<i>Aphanothece clathrata</i>	<i>Monoraphidium griffithii</i>	<i>Scenedesmus opoliensis</i>
<i>Botryococcus braunii</i>	<i>Monoraphidium komarkovae</i>	<i>Scenedesmus ovalternus</i>
<i>Chroococcus dispersus</i>	<i>Monoraphidium pusillum</i>	<i>Scenedesmus quadispina</i>
<i>Chroococcus limneticus</i>	<i>Monoraphidium rectum</i>	<i>Scenedesmus quadricauda</i>
<i>Chroococcus minutus</i>	<i>Monoraphidium tortile</i>	<i>Scenedesmus quadricauda</i>
<i>Chroococcus turgidus</i>	<i>Oscillatoria amphigranulata</i>	<i>maximus</i>
<i>Coelastrum microporum</i>	<i>Oscillatoria annae</i>	<i>Scenedesmus smithii</i>
<i>Coelosphaerium</i>	<i>Oscillatoria formosa</i>	<i>Scenedesmus spinosus</i>
<i>kuetzingianum</i>	<i>Oscillatoria laetevires</i>	<i>Scenedesmus tenuispina</i>
<i>Crucigenia rectangularis</i>	<i>Oscillatoria laetevires</i>	<i>Selenastrum capricornutum</i>
<i>Crucigenia tetrapedia</i>	<i>Oscillatoria limnetica</i>	<i>Selenastrum minutum</i>
<i>Cylindrospermum stagnale</i>	<i>Oscillatoria limosa</i>	<i>Sphaerocystis schroederi</i>
<i>Dactylococcopsis sp.</i>	<i>Oscillatoria okenis</i>	<i>Spirulina labyrinthiformis</i>
<i>Dictyosphaerium pulchellum</i>	<i>Oscillatoria plactonica</i>	<i>Spirulina laxissima</i>
<i>Dictyosphaerium sphagnale</i>	<i>Oscillatoria raciborskii</i>	<i>Spirulina platensis</i>
<i>Elakatothrix gelatinosa</i>	<i>Oscillatoria rosea</i>	<i>Spirulina sp.</i>
<i>Golenkinia solitaria</i>	<i>Oscillatoria tenuis</i>	<i>Synechococcus lineare</i>
<i>Gomphosphaeria aponina</i>	<i>Ourococcus bicaudatus</i>	<i>Synechococcus sp.</i>
<i>Gomphosphaeria lacustris</i>	<i>Pediastrum boryanum</i>	<i>Synechococcus aeruginosus</i>
<i>Kirchneriella microscopica</i>	<i>Pediastrum distincta</i>	<i>Tetradasmus crocini</i>
<i>Lyngbya aerugineocoerulea</i>	<i>Pediastrum duplex</i>	<i>Tetradasmus wisconsinensis</i>
<i>Lyngbya aestuarii</i>	<i>Pediastrum simplex</i>	<i>Tetraspora gelatinosa</i>
<i>Lyngbya limnetica</i>	<i>Pediastrum tetras</i>	<i>Tetrastrum heteracanthum</i>
<i>Lyngbya maior</i>	<i>Phormidium foveolarum</i>	
<i>Mastigocladus lamellosus</i>	<i>Phormidium fragile</i>	

Phylum Dinophyta

Total: 6

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).
Pando, F. (2000).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

Amphidinium sp.
Ceratium hirundinella

Cystodinium cornifax
Glenodinium dybowskii

Gymnodinium sp.1
Gymnodinium sp.2

Phylum Euglenophyta

Total: 31

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).
Pando, F. (2000).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

Anisonema acinus
Colacium vesiculosum
Lepocinclis ovum
Euglena acus
Euglena granulata
Euglena spathryncha
Euglena clara
Euglena erhenbergii
Euglena oxyuris
Euglena texta
Euglena variabilis

Phacus acuminatus
Phacus brevicaudatus
Phacus caudatus
Phacus curvicauda
Phacus orbicularis
Phacus pseudonordstedtii
Phacus pusillus
Phacus pyrum
Phacus raciborskii
Phacus tortus
Trachelomonas hispida

Trachelomonas intermedia
Trachelomonas oblonga
Trachelomonas orenburgica
Trachelomonas scabra
Trachelomonas stockensiana
Trachelomonas varians
Trachelomonas verrucosa
Trachelomonas volvocina
Distigma sp.

Phylum Ochrophyta

Total: 15

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).
Pando, F. (2000).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Cryptomonas erosa</i>	<i>Gonyostomum sp.</i>	<i>Tribonema angustissimum</i>
<i>Cryptomonas marssonii</i>	<i>Mallomonas sp.</i>	<i>Tribonema elegans</i>
<i>Cryptomonas ovata</i>	<i>Ophiocytium maius</i>	<i>Tribonema minus</i>
<i>Cryptomonas reflexa</i>	<i>Rhodomonas minuta</i>	<i>Tribonema viride</i>
<i>Dinobryon sertularia</i>	<i>Tribonema aequale</i>	<i>Tribonema vulgare</i>

Reino Fungi

Total: 335

Phylum Ascomycota

Clase Ascolichenes (Líquenes)

Total: 15

La mayoría de los líquenes (hongos en simbiosis con algas microscópicas o cianobacterias) conocidos y más en concreto, los estudiados en el ámbito de Doñana, se engloban en la Clase Ascolichenes del Phylum Ascomycota.

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Crespo, A. (1979).
Hernández Gallego, Y.; Muñoz Reinoso, J.C. (1997).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Canoparmelia crozalsina</i>	<i>Flavoparmelia soledians</i>	<i>Parmotrema</i>
<i>Cladonia mediterranea</i>	<i>Melanelia subaurifera</i>	<i>pseudoreticulatum</i>
<i>Cladonia sp.</i>	<i>Parmelia sulcata</i>	<i>Parmotrema robustum</i>
<i>Cornicularia sp.</i>	<i>Parmelina quercina</i>	<i>Usnea hirta</i>
<i>Diploschistes sp.</i>	<i>Parmotrema hypolucinum</i>	
<i>Flavoparmelia caperata</i>	<i>Parmotrema perlatum</i>	

Clases Himenoascomycetes y Loculoascomycetes (Setas I)

Total: 27

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Llamas Frade, B.; Terrón Alfonso, A. (2004).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Anthracobia maurilabra</i>	<i>Hysterographium mori</i>	<i>Plectania melastoma</i>
<i>Ascolobus furfuraceus</i>	<i>Octospora neglecta</i>	<i>Poronia punctata</i>
<i>Cheilymenia stercorea</i>	<i>Peziza ammophila</i>	<i>Pyronema domestica</i>
<i>Geopyxis majalis</i>	<i>Peziza atrospora</i>	<i>Scutellinia scutellata</i>
<i>Helvella lacunosa</i>	<i>Peziza badia</i>	<i>Scutellinia umbrarum</i>
<i>Helvella leucopus</i>	<i>Peziza limnaea</i>	<i>Tuber asa</i>
<i>Hypomyces aurantius</i>	<i>Peziza varia</i>	<i>Tuber puberulum</i>
<i>Hypoxylon mediterraneum</i>	<i>Peziza vesiculosa</i>	<i>Xylaria fliformis</i>
<i>Hypoxylon rubiginosum</i>	<i>Pithya cupressina</i>	<i>Xylaria hypoxylon</i>

Phylum Basidiomycota (Setas II)

Total: 293

Del trabajo de Ortega (2003) sobre el Guadiamar sólo se han tenido en cuenta los hongos ubicados en los pinares de Aznalcázar.

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Llamas Frade, B.; Terrón Alfonso, A. (2004).

Ortega, A. (2003).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Agaricus arvensis</i>	<i>Amanita rubescens</i>	<i>Clitocybe fritilliformis</i>
<i>Agaricus bitorquis</i>	<i>Amanita separata</i>	<i>Clitocybe gibba</i>
<i>Agaricus campestris</i>	<i>Amanita verna</i>	<i>Clitocybe inornata</i>
<i>Agaricus gennadii</i>	<i>Armillaria mellea</i>	<i>Clitocybe leucodiatreta</i>
<i>Agaricus heinemannianus</i>	<i>Astraeus hygrometricus</i>	<i>Clitocybe metachroa</i>
<i>Agaricus impudicus</i>	<i>Auricularia auricula-judae</i>	<i>Clitocybe rhizophora</i>
<i>Agaricus litoralis</i>	<i>Auriculariopsis ampla</i>	<i>Clitopilus scyphoides</i>
<i>Agaricus lutous</i>	<i>Baeospora myosura</i>	<i>omphaliformis</i>
<i>Agaricus porphyrhizon</i>	<i>Bjerkandera adusta</i>	<i>Collybia butyracea</i>
<i>Agaricus sylvicola</i>	<i>Bolbitius vitellinus</i>	<i>Collybia butyracea asema</i>
<i>Agaricus xanthodermus</i>	<i>Boletus queletii</i>	<i>Collybia dryophila</i>
<i>Agaricus xanthodermus</i>	<i>Bovista aestivalis</i>	<i>Coltricia perennis</i>
<i>lepiotoides</i>	<i>Byssomerulius corium</i>	<i>Conocybe pubescens</i>
<i>Agrocybe aegerita</i>	<i>Calocera cornea</i>	<i>Conocybe rickenii</i>
<i>Agrocybe pediades</i>	<i>Calvatia cyathiformis</i>	<i>Coprinus auricomus</i>
<i>Amanita boudieri</i>	<i>Ceripodia alachuana</i>	<i>Coprinus comatus</i>
<i>Amanita citrina</i>	<i>Clathrus ruber</i>	<i>Coprinus domesticus</i>
<i>Amanita curtipes</i>	<i>Clavaria acuta</i>	<i>Coprinus megaspermus</i>
<i>Amanita gemmata</i>	<i>Clavulina cinerea</i>	<i>Coprinus micaceus</i>
<i>Amanita mairei</i>	<i>Clitocybe costata</i>	<i>Coprinus niveus</i>
<i>Amanita muscaria</i>	<i>Clitocybe diatreta</i>	<i>Coprinus patouillardii</i>

<i>Coprinus radiatus</i>	<i>Hygrophorus</i>	<i>Montagnea arenaria</i>
<i>Coprinus stercoreus</i>	<i>pseudodiscoideus cistophilus</i>	<i>Mycena acicula</i>
<i>Coprinus sterquilinus</i>	<i>Hypholoma ericaceum</i>	<i>Mycena bulbosa</i>
<i>Corioloopsis gallica</i>	<i>Hypholoma ericaceoides</i>	<i>Mycena capillaripes</i>
<i>Cortinarius</i>	<i>Hypholoma subericaceum</i>	<i>Mycena citrinomarginata</i>
<i>cinnamomeobadius</i>	<i>Hysterangium inflatum</i>	<i>Mycena dunicola</i>
<i>Cortinarius decipiens</i>	<i>Ileodictyon gracile</i>	<i>Mycena inclinata</i>
<i>Cortinarius orellanus</i>	<i>Inocybe arenicola</i>	<i>Mycena leptoccephala</i>
<i>Cortinarius saturninus</i>	<i>Inocybe curreyi</i>	<i>Mycena leucogala</i>
<i>Cortinarius scobinaceus</i>	<i>Inocybe flavella</i>	<i>Mycena meliigena</i>
<i>Cortinarius trivialis</i>	<i>Inocybe geophylla lilacina</i>	<i>Mycena pura</i>
<i>Crepidotus variabilis</i>	<i>Inocybe lacera</i>	<i>Mycena pura lanthina</i>
<i>Crinipellis tomentosa</i>	<i>Inocybe mixtilis</i>	<i>Mycena sanguinolenta</i>
<i>Cyathus olla</i>	<i>Inocybe nitidiuscula</i>	<i>Mycena seynesii</i>
<i>Dacrymyces stillatus</i>	<i>Inocybe phaeocomis major</i>	<i>Mycena vulgaris</i>
<i>Daedaleopsis confragosa</i>	<i>Inocybe psammophila</i>	<i>Myxarium nucleatum</i>
<i>Delicatula integrella</i>	<i>Inocybe rimosa</i>	<i>Omphalina lilacinicolor</i>
<i>Entoloma conferendum</i>	<i>Inonotus hispidus</i>	<i>Omphalina vesuviana</i>
<i>Entoloma corvinum</i>	<i>Inonotus tamaricis</i>	<i>Omphalotus olearius</i>
<i>Entoloma cuboideum</i>	<i>Laccaria fraterna</i>	<i>Ossicaulis lignatilis</i>
<i>noordeloos</i>	<i>Laccaria laccata</i>	<i>Panaeolus antillarum</i>
<i>Entoloma hirtipes</i>	<i>Laccaria proxima</i>	<i>Panaeolus ater</i>
<i>Entoloma lazulinum</i>	<i>Lactarius chrysorrheus</i>	<i>Panaeolus rickenii</i>
<i>Entoloma ortonii</i>	<i>Lactarius cistophilus</i>	<i>Panaeolus sphinctrinus</i>
<i>Entoloma papillatum</i>	<i>Lactarius controversus</i>	<i>Paxillus involutus</i>
<i>Entoloma philocistus</i>	<i>Lactarius deliciosus</i>	<i>Peniophora malençonii</i>
<i>Entoloma sericeum</i>	<i>Lactarius hepaticus</i>	<i>Peniophora quercina</i>
<i>Entoloma serrulatum</i>	<i>Lactarius lacunarum</i>	<i>Phaeolus schweinitzii</i>
<i>Entoloma undatum</i>	<i>Laetiporus sulphureus</i>	<i>Phallus hadriani</i>
<i>Exidia glandulosa</i>	<i>Leccinum duriusculum</i>	<i>Phellinus torulosus</i>
<i>Exidia saccharina</i>	<i>Lentinellus omphalodes</i>	<i>Pholiota graminis</i>
<i>Exidia truncata</i>	<i>Lentinus strigosus</i>	<i>Pholiota highlandensis</i>
<i>Flammulastr limulatus</i>	<i>Lentinus tigrinus</i>	<i>Pholiota lubrica</i>
<i>Fomes fomentarius</i>	<i>Lepiota brunneoincarnata</i>	<i>Phylloporus rhodoxanthus</i>
<i>Ganoderma lucidum</i>	<i>Lepiota castanea</i>	<i>Pisolithus arhizus</i>
<i>Ganoderma resinaceum</i>	<i>Lepiota locquinii</i>	<i>Pleurotellus graminicola</i>
<i>Geastrum nanum</i>	<i>Lepiota tomentella rudibella</i>	<i>Plicaturopsis crispa</i>
<i>Geastrum pectinatum</i>	<i>Lepista nuda</i>	<i>Pluteus cervinus</i>
<i>Gloeoporus dichrous</i>	<i>Leucoagaricus erioderma</i>	<i>Pluteus griseopus</i>
<i>Guepiniopsis chrysocoma</i>	<i>Leucoagaricus littoralis</i>	<i>Pluteus petasatus</i>
<i>Gymnopilus fulgens</i>	<i>Leucoagaricus melanotrichus</i>	<i>Pluteus podospileus</i>
<i>Gymnopilus penetrans</i>	<i>Lycoperdon perlatum</i>	<i>Pluteus satur</i>
<i>Gymnopilus spectabilis</i>	<i>Macowanites ammophilus</i>	<i>Pluteus seticeps</i>
<i>Gymnopus dryophilus</i>	<i>Macrocystidia cucumis</i>	<i>Polyporus arcularius</i>
<i>Gymnopus fagiphilus</i>	<i>latifolia</i>	<i>Polyporus meridionalis</i>
<i>Gymnopus impudicus</i>	<i>Macrolepiota excoriata</i>	<i>Psathyrella ammophylla</i>
<i>Gymnopus putillus</i>	<i>Macrolepiota</i>	<i>Psathyrella candolleana</i>
<i>Gymnosporangium</i>	<i>fuligineosquarrosa</i>	<i>Psathyrella flexispora</i>
<i>clavariaeforme</i>	<i>Macrolepiota phaeodisca</i>	<i>Psathyrella panaeoloides</i>
<i>Gyrophragmium dunallii</i>	<i>Macrolepiota procera</i>	<i>Psathyrella piluliformis</i>
<i>Gyroporus castaneus</i>	<i>Macrolepiota rhacodes</i>	<i>Psathyrella spadiceogrisea</i>
<i>Hebeloma anthracophilum</i>	<i>Macrolepiota rhacodes</i>	<i>vernalis</i>
<i>Hebeloma cistophilum</i>	<i>hortensis</i>	<i>Psilocybe coprophila</i>
<i>Hebeloma crustuliniforme</i>	<i>Macrolepiota venenata</i>	<i>Psilocybe merdaria</i>
<i>Hebeloma cylindrosporum</i>	<i>Marasmiellus ramealis</i>	<i>Psilocybe merdicola</i>
<i>Hebeloma mesophaeum</i>	<i>Marasmiellus trabutii</i>	<i>Resupinatus applicatus</i>
<i>Hebeloma pusillum</i>	<i>Marasmius carpathicus</i>	<i>Rhizopogon luteolus</i>
<i>Hemimycena cucullata</i>	<i>Marasmius graminum</i>	<i>Rhizopogon roseolus</i>
<i>Hydnangium carneum</i>	<i>Marasmius oreades</i>	<i>Russula acrifolia</i>
<i>Hygrocybe cantharellus</i>	<i>Marasmius quercophilus</i>	<i>Russula amoenolens</i>
<i>Hygrocybe cinereifolia</i>	<i>Melanoleuca electropoda</i>	<i>Russula atropurpurea</i>
<i>Hygrocybe conica</i>	<i>Melanoleuca excissa</i>	<i>Russula cessans</i>
<i>Hygrocybe olivaceonigra</i>	<i>Melanoleuca polioleuca</i>	<i>Russula chloroides</i>
<i>Hygrophoropsis aurantiaca</i>	<i>Melanoleuca stridula</i>	<i>Russula cicatricata</i>
<i>Hygrophoropsis</i>	<i>Melanoleuca subpulverulenta</i>	<i>Russula drimeia</i>
<i>fuscusquamula</i>	<i>Micromphale brassicolens</i>	<i>Russula fragilis</i>
<i>Hygrophorus personii</i>	<i>Micromphale foetidum</i>	<i>Russula odorata lilacinicolor</i>

<i>Russula thyrrhenica</i>	<i>Suillus mediterraneensis</i>	<i>Tricholoma squarrulosum</i>
<i>Russula torulosa</i>	<i>Tephroclybe anthracophila</i>	<i>Tricholoma sulphureum</i>
<i>Russula violeipes</i>	<i>Thelephora caryophyllea</i>	<i>Tubaria conspersa</i>
<i>Sarcodon glaucopus</i>	<i>Thelephora caryophyllea</i>	<i>Tubaria furfuracea</i>
<i>Schizophyllum commune</i>	<i>Thelephora terrestris</i>	<i>Tubaria hiemalis</i>
<i>Scleroderma bovista</i>	<i>Thelephora terrestris</i>	<i>Tylopius felleus</i>
<i>Scleroderma meridionale</i>	<i>Tomentella terrestris</i>	<i>Vascellum pratense</i>
<i>Scleroderma polyrhizum</i>	<i>Torrendia pulchella</i>	<i>Volvariella gloiocephala</i>
<i>Scleroderma verrucosum</i>	<i>Trametes versicolor</i>	<i>Xerocomus armeniacus</i>
<i>Stereum gausapatum</i>	<i>Tremella mesenterica</i>	<i>Xerocomus badius</i>
<i>Stereum hirsutum</i>	<i>Trichaptum bifforme</i>	<i>Xerocomus chrysenteron</i>
<i>Stropharia semiglobata</i>	<i>Trichaptum fuscoviolaceum</i>	<i>Xerocomus rubellus</i>
<i>Suillus bellinii</i>	<i>Tricholoma equestre</i>	
<i>Suillus collinitus</i>	<i>Tricholoma fracticum</i>	

Reino Plantae

Total: 1.125

Phylum Bryophyta (Musgos)

Total: 9

Del trabajo de Guerra *et al.* (2003) sobre el Guadiamar sólo se han tenido en cuenta los briofitos ubicados en las localidades de Puebla del Río y de Villamanrique de la Condesa.

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Guerra, J.; Cano, M.J.; Gallego, M.T.; Ros, R.M. (2003).
Pando, F. (2000).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Barbula convoluta</i>	<i>Epipterygium tozeri</i>	<i>Sphagnum denticulatum</i>
<i>Didymodon luridus</i>	<i>Grimmia pulvinata</i>	<i>Tortula muralis</i>
<i>Ephemerum sessile</i>	<i>Pleurochaete squarrosa</i>	<i>Trichostomum brachydontium</i>

Phylum Anthocerotophyta (Antocerotes)

Total: 2

Del trabajo de Guerra *et al.* (2003) sobre el Guadiamar sólo se han tenido en cuenta los antocerotes ubicados en las localidades de Puebla del Río y de Villamanrique de la Condesa.

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Guerra, J.; Cano, M.J.; Gallego, M.T.; Ros, R.M. (2003).
Pando, F. (2000).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

Anthoceros caucasicus *Phaeoceros laevis*

Phylum Hepatophyta (Hepáticas)

Total: 11

Del trabajo de Guerra *et al.* (2003) sobre el Guadiamar sólo se han tenido en cuenta las hepáticas ubicadas en las localidades de Puebla del Río y de Villamanrique de la Condesa.

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Guerra, J.; Cano, M.J.; Gallego, M.T.; Ros, R.M. (2003).
Pando, F. (2000).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Corsinia coriandrina</i>	<i>Riccia ciliifera</i>	<i>Ricciocarpos natans</i>
<i>Exormotheca pustulosa</i>	<i>Riccia fluitans</i>	<i>Riella helicophylla</i>
<i>Fossombronia sp.</i>	<i>Riccia gougetiana</i>	<i>Riella notarisii</i>
<i>Gongylanthus ericetorum</i>	<i>Riccia macrocarpa</i>	

Phylum Equisetophyta (Helechos I)

Total: 2

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Anthos (2006).
García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

Equisetum ramosissimum *Equisetum telmateia*

Phylum Lycopodiophyta (Helechos II)

Total: 4

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Anthos (2006).
García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

Isoetes histrix *Isoetes velatum velatum*
Isoetes velata *Selaginella denticulata*

Phylum Pteridophyta (Helechos III)

Total: 7

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Anthos (2006).
García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

Adiantum capillus-veneris *Ophioglossum vulgatum* *Thelypteris palustris*
Anogramma leptophylla *Osmunda regalis*
Ophioglossum lusitanicum *Pteridium aquilinum*

Phylum Gymnospermae

Total: 12

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Anthos (2006).
García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Cupressus sempervirens</i>	<i>Juniperus oxycedrus</i>	<i>Juniperus phoenicea</i>
<i>Ephedra fragilis</i>	<i>macrocarpa</i>	<i>turbinata</i>
<i>Juniperus macrocarpa</i>	<i>Juniperus phoenicea</i>	<i>Pinus pinaster</i>
<i>Juniperus navicularis</i>	<i>Juniperus phoenicea lycia</i>	<i>Pinus pinea</i>
<i>Juniperus oophora</i>		<i>Tetraclinis articulata</i>

Phylum Angiospermae

Total: 1078

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Anthos (2006).
García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Acacia longifolia</i>	<i>Anacyclus radiatus</i>	<i>Arenaria leptoclados</i>
<i>Acacia melanoxylon</i>	<i>Anagallis arvensis</i>	<i>Arenaria purpurascens</i>
<i>Achillea ageratum</i>	<i>Anagallis crassifolia</i>	<i>Arenaria serpyllifolia</i>
<i>Adenocarpus aureus</i>	<i>Anagallis monelli</i>	<i>Arisarum simorrhinum</i>
<i>Aeluropus littoralis</i>	<i>Anagallis tenella</i>	<i>Aristolochia baetica</i>
<i>Aetheorhiza bulbosa</i>	<i>Anagyris foetida</i>	<i>Aristolochia paucinervis</i>
<i>Aetheorhiza bulbosa bulbosa</i>	<i>Anchusa azurea</i>	<i>Armeria gaditana</i>
<i>Agave americana</i>	<i>Anchusa calcarea</i>	<i>Armeria maritima</i>
<i>Agrostis castellana</i>	<i>Anchusa italica</i>	<i>Armeria pubigera</i>
<i>Agrostis delicatula</i>	<i>Andryala arenaria</i>	<i>Armeria pungens</i>
<i>Agrostis pourretii</i>	<i>Andryala integrifolia</i>	<i>Armeria velutina</i>
<i>Agrostis reuteri</i>	<i>Anemone palmata</i>	<i>Armeria welwitschii</i>
<i>Agrostis stolonifera</i>	<i>Anthemis arvensis</i>	<i>Arrhenatherum album</i>
<i>Agrostis tenerrima</i>	<i>Anthemis cotula</i>	<i>Arrhenatherum elatius</i>
<i>Ailanthus altissima</i>	<i>Anthemis maritima</i>	<i>bulbosum</i>
<i>Aira cupaniana</i>	<i>Anthoxanthum aristatum</i>	<i>Artemisia caerulescens</i>
<i>Airopsis tenella</i>	<i>Anthoxanthum aristatum</i>	<i>Artemisia caerulescens</i>
<i>Alisma lanceolatum</i>	<i>macranthum</i>	<i>caerulescens</i>
<i>Alisma plantago-aquatica</i>	<i>Anthoxanthum odoratum</i>	<i>Artemisia caerulescens</i>
<i>Allium ampeloprasum</i>	<i>Anthoxanthum ovatum</i>	<i>gallica</i>
<i>Allium chamaemoly</i>	<i>Anthoxanthum ovatum</i>	<i>Artemisia crithmifolia</i>
<i>Allium pallens</i>	<i>exertum</i>	<i>Arthrocnemum</i>
<i>Allium pallens pallens</i>	<i>Anthriscus caucalis</i>	<i>macrostachyum</i>
<i>Allium paniculatum</i>	<i>Anthyllis hamosa</i>	<i>Arum italicum</i>
<i>Allium paniculatum</i>	<i>Antirrhinum majus</i>	<i>Arundo donax</i>
<i>paniculatum</i>	<i>Aphanes microcarpa</i>	<i>Arundo isiac</i>
<i>Althaea officinalis</i>	<i>Apium inundatum</i>	<i>Arundo plinii</i>
<i>Althenia orientalis</i>	<i>Apium nodiflorum</i>	<i>Asparagus acutifolius</i>
<i>Amaranthus blitoides</i>	<i>Arabidopsis thaliana</i>	<i>Asparagus albus</i>
<i>Amaranthus deflexus</i>	<i>Arbutus unedo</i>	<i>Asparagus aphyllus</i>
<i>Ammoides pusilla</i>	<i>Arctotheca calendula</i>	<i>Asparagus arborescens</i>
<i>Ammophila arenaria</i>	<i>Arenaria algarbiensis</i>	<i>Asphodelus aestivus</i>
<i>Ammophila arundinacea</i>	<i>Arenaria cerastioides</i>	<i>Asphodelus ramosus</i>
<i>Anacyclus clavatus</i>	<i>Arenaria emarginata</i>	<i>Aster squamatus</i>

<i>Aster tripolium</i>	<i>Carduus meoanthus</i>	<i>Cistus bourgeanus</i>
<i>Asteriscus aquaticus</i>	<i>Carduus pycnocephalus</i>	<i>Cistus crispus</i>
<i>Asterolinon linum -stellatum</i>	<i>Carex acuta</i>	<i>Cistus ladanifer</i>
<i>Astragalus hamosus</i>	<i>Carex arenaria</i>	<i>Cistus libanotis</i>
<i>Astragalus lusitanicus</i>	<i>Carex asturica</i>	<i>Cistus monspeliensis</i>
<i>Atriplex halimus</i>	<i>Carex camposii</i>	<i>Cistus populifolius</i>
<i>Atriplex patula</i>	<i>Carex chaetophylla</i>	<i>Cistus psilosepalus</i>
<i>Atriplex patula angustifolia</i>	<i>Carex cuprina</i>	<i>Cistus salvifolius</i>
<i>Avellinia michelii</i>	<i>Carex depressa</i>	<i>Citrus limonum</i>
<i>Avena barbata</i>	<i>Carex distans</i>	<i>Cladanthus arabicus</i>
<i>Avena barbata</i>	<i>Carex divulsa divulsa</i>	<i>Cladium mariscus</i>
<i>Avena byzantina</i>	<i>Carex echinata</i>	<i>Clematis cirrhosa</i>
<i>Avena longiglumis</i>	<i>Carex extensa</i>	<i>Clematis flammula</i>
<i>Avena sativa</i>	<i>Carex helodes</i>	<i>Cleome violacea</i>
<i>Baldellia ranunculoides</i>	<i>Carex hispida</i>	<i>Coniza canadensis</i>
<i>Bellardia trixago</i>	<i>Carex laevigata</i>	<i>Convolvulus arvensis</i>
<i>Bellis annua</i>	<i>Carex mairii</i>	<i>Convolvulus siculus siculus</i>
<i>Bellis annua annua</i>	<i>Carex muricata</i>	<i>Conyza bonariensis</i>
<i>Berula erecta</i>	<i>Carex otrubae</i>	<i>Corema album</i>
<i>Beta macrocarpa</i>	<i>Carex panicea</i>	<i>Coridothymus capitatus</i>
<i>Beta maritima</i>	<i>Carex paniculata lusitanica</i>	<i>Coronilla repanda</i>
<i>Beta vulgaris</i>	<i>Carex pseudocyperus</i>	<i>Coronopus didymus</i>
<i>Bituminaria bituminosa</i>	<i>Carex riparia</i>	<i>Coronopus squamatus</i>
<i>Blackstonia perfoliata</i>	<i>Carex spicata</i>	<i>Corrigiola littoralis</i>
<i>Brachypodium distachyon</i>	<i>Carlina corymbosa</i>	<i>Corrigiola telephiiifolia</i>
<i>Brachypodium phoenicoides</i>	<i>Carlina racemosa</i>	<i>Corynephorus canescens</i>
<i>Brachypodium retusum</i>	<i>Carthamus lanatus</i>	<i>Corynephorus divaricatus</i>
<i>Brachypodium sylvaticum</i>	<i>Carum verticillatum</i>	<i>Corynephorus macrantherus</i>
<i>Brassica barrelieri</i>	<i>Centaurea calcitrapa</i>	<i>Cotula coronopifolia</i>
<i>Brassica fruticulosa</i>	<i>Centaurea diluta</i>	<i>Crassula tillaea</i>
<i>Brassica nigra</i>	<i>Centaurea exarata</i>	<i>Crataegus monogyna</i>
<i>Brassica oxyrrhina</i>	<i>Centaurea melitensis</i>	<i>Crepis capillaris</i>
<i>Brassica tournefortii</i>	<i>Centaurea pullata</i>	<i>Crepis neglecta cretica</i>
<i>Briza maxima</i>	<i>Centaurea sphaerocephala</i>	<i>Cressa cretica</i>
<i>Briza minor</i>	<i>Centaurea sphaerocephala</i>	<i>Crocus salzmännii</i>
<i>Bromus diandrus</i>	<i>polyacantha</i>	<i>Crocus serotinus</i>
<i>Bromus hordeaceus</i>	<i>Centaurea uliginosa</i>	<i>Crucianella maritima</i>
<i>Bromus lanceolatus</i>	<i>Centaureum erythraea</i>	<i>Crypsis aculeata</i>
<i>Bromus matritensis</i>	<i>Centaureum maritimum</i>	<i>Crypsis schoenoides</i>
<i>Bromus maximus</i>	<i>Centaureum pulchellum</i>	<i>Cuscuta epithymum</i>
<i>Bromus rubens</i>	<i>Centaureum tenuiflorum</i>	<i>Cutandia maritima</i>
<i>Bryonia dioica</i>	<i>acutiflorum</i>	<i>Cydonia oblonga</i>
<i>Bupleurum semicompositum</i>	<i>Centaureum tenuiflorum</i>	<i>Cymodocea nodosa</i>
<i>Cachrys sicula</i>	<i>tenuiflorum</i>	<i>Cynara humilis</i>
<i>Cakile maritima</i>	<i>Centranthus calcitrapae</i>	<i>Cynodon dactylon</i>
<i>Cakile maritima</i>	<i>Cerastium glomeratum</i>	<i>Cynoglossum creticum</i>
<i>Calendula arvensis</i>	<i>Ceratonia siliqua</i>	<i>Cynosurus echinatus</i>
<i>Callitriche brutia</i>	<i>Ceratophyllum demersum</i>	<i>Cyperus capitatus</i>
<i>Callitriche lusitanica</i>	<i>Cerintho major</i>	<i>Cyperus flavescens</i>
<i>Callitriche palustris</i>	<i>Chaetopogon fasciculatus</i>	<i>Cyperus fuscus</i>
<i>Callitriche platycarpa</i>	<i>Chamaemelum fuscum</i>	<i>Cyperus laevigatus</i>
<i>Callitriche stagnalis</i>	<i>Chamaemelum mixtum</i>	<i>distachyos</i>
<i>Callitriche truncata</i>	<i>Chamaerops humilis</i>	<i>Cyperus longus</i>
<i>occidentalis</i>	<i>Cheirolophus uliginosus</i>	<i>Cyperus michelianus</i>
<i>Calluna vulgaris</i>	<i>Chenopodium album</i>	<i>Cyperus rotundus</i>
<i>Calystegia sepium</i>	<i>Chenopodium murale</i>	<i>Cytinus hypocistis</i>
<i>Calystegia soldanella</i>	<i>Chrysanthemum coronarium</i>	<i>macranthus</i>
<i>Campanula erinus</i>	<i>Chrysanthemum coronarium</i>	<i>Cytisus grandiflorus</i>
<i>Campanula lusitanica</i>	<i>discolor</i>	<i>Dactylis glomerata</i>
<i>Capnophyllum peregrinum</i>	<i>Chrysanthemum segetum</i>	<i>Dactylis hispanica</i>
<i>Capsella bursa-pastoris</i>	<i>Cicendia filiformis</i>	<i>Dactylis smithii hylodes</i>
<i>Capsella rubella</i>	<i>Cichorium intybus</i>	<i>Damasonium alisma</i>
<i>Cardamine hirsuta</i>	<i>Cirsium lanceolatum</i>	<i>Damasonium polyspermum</i>
<i>Carduncellus caeruleus</i>	<i>Cirsium monspessulanum</i>	<i>Danthonia decumbens</i>
<i>Carduus bourgeanus</i>	<i>Cirsium pyrenaicum</i>	<i>Daphne gnidium</i>
<i>Carduus bourgeanus</i>	<i>Cistanche phelypaea</i>	<i>Datura stramonium</i>
<i>bourgeanus</i>	<i>Cistus albidus</i>	<i>Daucus crinitus</i>

<i>Daucus durieua</i>	<i>Euphorbia pubescens</i>	<i>Gnaphalium luteo-album</i>
<i>Daucus muricatus</i>	<i>Evax asterisciflora</i>	<i>Gomphocarpus fruticosus</i>
<i>Delphinium gracile</i>	<i>Evax lusitanica</i>	<i>Gratiola linifolia</i>
<i>Desmazeria marina</i>	<i>Evax pygmaea pygmaea</i>	<i>Grevillea robusta</i>
<i>Desmazeria rigida</i>	<i>Evax pygmaea ramosissima</i>	<i>Gymnostyles stolonifera</i>
<i>Dianthus broteri</i>	<i>Exaculum pusillum</i>	<i>Gynandris sisyrrinchium</i>
<i>Dianthus hinoxianus</i>	<i>Fedia cornucopiae</i>	<i>Hainardia cylindrica</i>
<i>Digitaria debilis</i>	<i>Festuca ampla</i>	<i>Hainardia cylindrica x</i>
<i>Digitaria sanguinalis</i>	<i>Festuca arundinaceae</i>	<i>Parapholis incurva</i>
<i>Dipcadi serotinum</i>	<i>atlantigena</i>	<i>Halimione portulacoides</i>
<i>Dipcadi serotinum serotinum</i>	<i>Filago gallica</i>	<i>Halimium calycinum</i>
<i>Diplotaxis eruroides</i>	<i>Filago minima</i>	<i>Halimium commutatum</i>
<i>Diplotaxis siifolia</i>	<i>Fimbristylis autumnalis</i>	<i>Halimium halimifolium</i>
<i>Diplotaxis siifolia siifolia</i>	<i>Fimbristylis bisumbellata</i>	<i>Halopeplis amplexicaulis</i>
<i>Diplotaxis siifolia vicentina</i>	<i>Fimbristylis cioniana</i>	<i>Hedynois arenaria</i>
<i>Diplotaxis virgata virgata</i>	<i>Fimbristylis dichotoma</i>	<i>Hedynois cretica</i>
<i>Dipsacus fullonum</i>	<i>Foeniculum vulgare piperitum</i>	<i>Hedynois ragadioloides</i>
<i>Dittrichia viscosa</i>	<i>Frangula alnus</i>	<i>Helianthemum apenninum</i>
<i>Dittrichia viscosa viscosa</i>	<i>Frankenia boissieri</i>	<i>cavanillesianum</i>
<i>Dorycnium gracile</i>	<i>Frankenia hirsuta</i>	<i>Helianthemum apenninum</i>
<i>Dorycnium rectum</i>	<i>Frankenia laevis</i>	<i>stoechadifolium</i>
<i>Ecballium elaterium</i>	<i>Frankenia pulverulenta</i>	<i>Helianthemum croceum</i>
<i>Echium arenarium</i>	<i>Fraxinus angustifolia</i>	<i>stoechadifolium</i>
<i>Echium boissieri</i>	<i>Fritillaria hispanica</i>	<i>Helichrysum italicum</i>
<i>Echium gaditanum</i>	<i>Fritillaria lusitanica</i>	<i>Helichrysum italicum</i>
<i>Echium plantagineum</i>	<i>Fuirena pubescens</i>	<i>serotinum</i>
<i>Echium vulgare</i>	<i>Fumana thymifolia</i>	<i>Helichrysum picardii</i>
<i>Elaeoselinum foetidum</i>	<i>Fumaria agraria</i>	<i>virescens</i>
<i>Elaeoselinum gummiferum</i>	<i>Fumaria bastardii</i>	<i>Heliotropium europaeum</i>
<i>Elatine alsinastrum</i>	<i>Fumaria capreolata</i>	<i>Heliotropium supinum</i>
<i>Elatine hexandra</i>	<i>Fumaria officinalis</i>	<i>Herniaria cinerea</i>
<i>Elatine macropoda</i>	<i>Fumaria parviflora</i>	<i>Hieracium beaticum</i>
<i>Eleocharis multicaulis</i>	<i>Fumaria reuteri</i>	<i>Himeno lobus procumbens</i>
<i>Eleocharis palustris</i>	<i>Fumaria sepium</i>	<i>Hippuris vulgaris</i>
<i>Eleocharis uniglumis</i>	<i>Galactites tomentosa</i>	<i>Holcus lanatus</i>
<i>Eleogiton fluitans</i>	<i>Galium aparine</i>	<i>Holcus mollis mollis</i>
<i>Elymus farctus boreali-atlanticus</i>	<i>Galium minutulum</i>	<i>Honckenya peploides</i>
<i>Emex spinosa</i>	<i>Galium mollugo</i>	<i>Hordeum geniculatum</i>
<i>Erica arborea</i>	<i>Galium murale</i>	<i>Hordeum maritimum</i>
<i>Erica australis</i>	<i>Galium palustre</i>	<i>Hordeum murinum</i>
<i>Erica ciliaris</i>	<i>Galium parissense</i>	<i>Hordeum murinum leporinum</i>
<i>Erica scoparia</i>	<i>Galium spurium</i>	<i>Hutera johnstonii</i>
<i>Erica scoparia scoparia</i>	<i>Gamochaeta subfalcata</i>	<i>Hydrocharis morsus-ranae</i>
<i>Erica terminalis</i>	<i>Gastridium lendigerum</i>	<i>Hydrocotyle vulgaris</i>
<i>Erica umbellata</i>	<i>Gaudinia fragilis fragilis</i>	<i>Hymenocarpus hamosus</i>
<i>Erodium aethiopicum</i>	<i>Gaudinia hispanica</i>	<i>Hyoseris scabra</i>
<i>Erodium botrys</i>	<i>Genista anglica</i>	<i>Hyparrhenia hirta</i>
<i>Erodium cicutarium</i>	<i>Genista hirsuta</i>	<i>Hyparrhenia podotricha</i>
<i>Erodium moschatum</i>	<i>Genista triacanthos</i>	<i>Hypericum elodes</i>
<i>Erophaca baetica baetica</i>	<i>Genista tridens</i>	<i>Hypericum humifusum</i>
<i>Erophila verna</i>	<i>Gentiana pneumonanthe</i>	<i>Hypericum perforatum</i>
<i>Eryngium campestre</i>	<i>Geranium columbinum</i>	<i>Hypericum tormentosum</i>
<i>Eryngium corniculatum</i>	<i>Geranium dissectum</i>	<i>Hypochaeris achryrophorus</i>
<i>Eryngium galioides</i>	<i>Geranium molle</i>	<i>Hypochaeris glabra</i>
<i>Eryngium maritimum</i>	<i>Geranium purpureum</i>	<i>Hypochaeris radicata</i>
<i>Eryngium tenue</i>	<i>Geranium robertianum</i>	<i>Iberis ciliata welwitschii</i>
<i>Erythraea grandiflora</i>	<i>Geranium rotundifolium</i>	<i>Iberis linifolia</i>
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	<i>Gladiolus communis</i>	<i>Illecebrum verticillatum</i>
<i>Eucalyptus globulus</i>	<i>Gladiolus illyricus</i>	<i>Imperata cylindrica</i>
<i>Euphorbia baetica</i>	<i>Gladiolus triacanthos</i>	<i>Inula crithmoides</i>
<i>Euphorbia exigua</i>	<i>Glaucium corniculatum</i>	<i>Inula odora</i>
<i>Euphorbia helioscopia</i>	<i>Glaucium flavum</i>	<i>Iris germanica</i>
<i>Euphorbia paralias</i>	<i>Gleditsia triacanthos</i>	<i>Iris pseudacorus</i>
<i>Euphorbia peplus</i>	<i>Glyceria declinata</i>	<i>Iris xiphium</i>
<i>Euphorbia peplus peploides</i>	<i>Glyceria fluitans</i>	<i>Isolepis setacea</i>
<i>Euphorbia polygonifolia</i>	<i>Glyceria plicata</i>	<i>Jasione montana</i>
	<i>Glyceria spicata</i>	<i>Juncus acutus</i>

<i>Juncus ambiguus</i>	<i>Loeflingia baetica</i>	<i>Mercurialis elliptica</i>
<i>Juncus anceps</i>	<i>Loeflingia baetica baetica</i>	<i>Mesembryanthemum</i>
<i>Juncus articulatus</i>	<i>Loeflingia baetica micrantha</i>	<i>crystallinum</i>
<i>Juncus bufonius</i>	<i>Loeflingia hispanica</i>	<i>Mesembryanthemum</i>
<i>Juncus bulbosus</i>	<i>Lolium multiflorum</i>	<i>nodiflorum</i>
<i>Juncus capitatus</i>	<i>Lolium perenne</i>	<i>Mibora minima</i>
<i>Juncus donyanae</i>	<i>Lolium rigidum</i>	<i>Micropyropsis tuberosa</i>
<i>Juncus effusus</i>	<i>Lonicera etrusca</i>	<i>Misopates orontium</i>
<i>Juncus emmanuelis</i>	<i>Lonicera implexa</i>	<i>Moehringia pentandra</i>
<i>Juncus heterophyllus</i>	<i>Lonicera peryclimenum</i>	<i>Moenchia erecta</i>
<i>Juncus hybridus</i>	<i>hispanica</i>	<i>Molineriella australis</i>
<i>Juncus inflexus</i>	<i>Lotus angustissimus</i>	<i>Molineriella minuta</i>
<i>Juncus maritimus</i>	<i>Lotus castellanus</i>	<i>Molinia caerulea arundinacea</i>
<i>Juncus pygmaeus</i>	<i>Lotus corniculatus</i>	<i>Montia fontana amporitana</i>
<i>Juncus rugosus</i>	<i>Lotus creticus</i>	<i>Muscari comosum</i>
<i>Juncus striatus</i>	<i>Lotus hirsutus</i>	<i>Muscari neglectum</i>
<i>Juncus subnodulosus</i>	<i>Lotus hispidus</i>	<i>Myoporum tenuifolium</i>
<i>Juncus subulatus</i>	<i>Lotus lancerottensis</i>	<i>Myosotis caespitosa</i>
<i>Juncus tenageia</i>	<i>Lotus parviflorus</i>	<i>Myosotis debilis</i>
<i>Kickxia cirrhosa</i>	<i>Lotus pedunculatus</i>	<i>Myosotis discolor dubia</i>
<i>Kruberia peregrina</i>	<i>Lotus subbiflorus</i>	<i>Myosotis laxa</i>
<i>Lactuca serriola</i>	<i>Lotus tenuis</i>	<i>Myosotis laxa caespitosa</i>
<i>Lagurus ovatus</i>	<i>Ludwigia palustris</i>	<i>Myosotis ramosissima</i>
<i>Lamium amplexicaule</i>	<i>Lupinus angustifolius</i>	<i>Myosotis ramosissima</i>
<i>Lathyrus annus</i>	<i>Lupinus hispanicus</i>	<i>gracillima</i>
<i>Lathyrus aphaca</i>	<i>Lupinus luteus</i>	<i>Myosotis ramosissima</i>
<i>Lathyrus nudicaulis</i>	<i>Lycopus europaeus</i>	<i>ramosissima</i>
<i>Lathyrus palustris nudicaulis</i>	<i>Lysimachia ephemerum</i>	<i>Myosotis sicula</i>
<i>Lathyrus sphaericus</i>	<i>Lythrum acutangulum</i>	<i>Myriophyllum alterniflorum</i>
<i>Launaea lanifera</i>	<i>Lythrum baeticum</i>	<i>Myriophyllum spicatum</i>
<i>Laurentia gasparrinii</i>	<i>Lythrum borysthenticum</i>	<i>Myrtus communis</i>
<i>Lavandula stoechas</i>	<i>Lythrum hyssopifolia</i>	<i>Narcissus bulbocodium</i>
<i>Lavandula stoechas</i>	<i>Lythrum junceum</i>	<i>Narcissus bulbocodium</i>
<i>Lavatera cretica</i>	<i>Lythrum salicaria</i>	<i>bulbocodium</i>
<i>Lemna gibba</i>	<i>Lythrum tribracteatum</i>	<i>Narcissus humilis</i>
<i>Lemna minor</i>	<i>Malcolmia lacera</i>	<i>Narcissus papyraceus</i>
<i>Lemna trisulca</i>	<i>Malcolmia littorea</i>	<i>Narcissus papyraceus</i>
<i>Leontodon maroccanus</i>	<i>Malcolmia triloba</i>	<i>papyraceus</i>
<i>Leontodon nudicaulis</i>	<i>Malva hispanica</i>	<i>Narcissus serotinus</i>
<i>Leontodon salzmannii</i>	<i>Malva pusilla</i>	<i>Nasturtium officinale</i>
<i>Leontodon saxatilis</i>	<i>Mandragora autumnalis</i>	<i>Nepeta tuberosa</i>
<i>Leontodon taraxacoides</i>	<i>Medicago arabica</i>	<i>Nerium oleander</i>
<i>Leucojum autumnale</i>	<i>Medicago coronata</i>	<i>Nicotiana glauca</i>
<i>Leucojum trichophyllum</i>	<i>Medicago disciformis</i>	<i>Nigella papillosa</i>
<i>Limoniastrum monopetalum</i>	<i>Medicago doliata</i>	<i>Nonea vesicaria</i>
<i>Limonium algarvense</i>	<i>Medicago hispida</i>	<i>Nuphar lutea</i>
<i>Limonium bellidifolium</i>	<i>Medicago italica</i>	<i>Nymphaea alba</i>
<i>Limonium binervosum</i>	<i>Medicago littoralis</i>	<i>Oenanthe crocata</i>
<i>Limonium catalaunicum</i>	<i>Medicago marina</i>	<i>Oenanthe fistulosa</i>
<i>Limonium costae</i>	<i>Medicago minima</i>	<i>Oenanthe globulosa</i>
<i>Limonium ferulaceum</i>	<i>Medicago m urex</i>	<i>Oenanthe globulosa kunzei</i>
<i>Limonium narbonense</i>	<i>Medicago polymorpha</i>	<i>Oenanthe lachenalii</i>
<i>Limonium salmonis</i>	<i>Medicago rigidula</i>	<i>Oenothera longifolia</i>
<i>Limonium serotinum</i>	<i>Medicago tornata</i>	<i>longifolia</i>
<i>Limonium tournefortii</i>	<i>Medicago turbinata</i>	<i>Olea europaea europaea</i>
<i>Linaria heterophylla</i>	<i>olivaeformis</i>	<i>Olea europaea oleaster</i>
<i>tartessiana</i>	<i>Melica ciliata</i>	<i>Ononis baetica</i>
<i>Linaria lamarckii</i>	<i>Melilotus elegans</i>	<i>Ononis baetica</i>
<i>Linaria munbyana pygmaea</i>	<i>Melilotus indicus</i>	<i>Ononis diffusa</i>
<i>Linaria oblongifolia</i>	<i>Melilotus messanensis</i>	<i>Ononis natrix</i>
<i>Linaria spartea</i>	<i>Melilotus segetalis</i>	<i>Ononis pinnata</i>
<i>Linaria tursica</i>	<i>Melilotus siculus</i>	<i>Ononis repens australis</i>
<i>Linaria viscosa</i>	<i>Melilotus sulcatus</i>	<i>Ononis subspicata</i>
<i>Linum maritimum</i>	<i>Mentha aquatica</i>	<i>Ononis variegata</i>
<i>Linum tenue</i>	<i>Mentha pulegium</i>	<i>Onopordum dissectum</i>
<i>Lobelia urens</i>	<i>Mentha suaveolens</i>	<i>Onopordum nervosum</i>
	<i>Mercurialis annua</i>	<i>Opuntia ficus-indica</i>

<i>Orchis laxiflora</i>	<i>Poa infirma</i>	<i>Ranunculus trilobus</i>
<i>Orchis laxiflora laxiflora</i>	<i>Poa trivialis</i>	<i>Ranunculus tripartitus</i>
<i>Orchis morio</i>	<i>Poa trivialis silvicola</i>	<i>Raphanus raphanistrum</i>
<i>Ornithogalum narbonense</i>	<i>Polycarpon alsinifolium</i>	<i>Rapistrum rugosum</i>
<i>Ornithogalum orthophyllum</i>	<i>Polycarpon diphylum</i>	<i>Reichardia gaditana</i>
<i>baeticum</i>	<i>Polycarpon tetraphyllum</i>	<i>Reichardia intermedia</i>
<i>Ornithopus compressus</i>	<i>Polycarpon tetraphyllum</i>	<i>Reichardia tingitana</i>
<i>Ornithopus pinnatus</i>	<i>tetraphyllum</i>	<i>Reseda media</i>
<i>Ornithopus sativus</i>	<i>Polygala vulgaris</i>	<i>Retama monosperma</i>
<i>Ornithopus sativus</i>	<i>Polygonum amphibium</i>	<i>Retama raetam</i>
<i>isthmocarpus</i>	<i>Polygonum arenastrum</i>	<i>Rhamnus alaternus</i>
<i>Ornithopus sativus</i>	<i>Polygonum aviculare</i>	<i>Rhamnus oleoides</i>
<i>macrorrhynchus</i>	<i>Polygonum equisetiforme</i>	<i>Ricinus communis</i>
<i>Orobanche ramosa</i>	<i>Polygonum hydropiper</i>	<i>Ridolfia segetum</i>
<i>Orobanche reticulata</i>	<i>Polygonum maritimum</i>	<i>Romulea bulbocodium</i>
<i>Osyris alba</i>	<i>Polygonum maritimum</i>	<i>Romulea ramiflora gaditana</i>
<i>Osyris quadripartita</i>	<i>Polygonum salicifolium</i>	<i>Romulea ramiflora ramiflora</i>
<i>Otanthus maritimus</i>	<i>Polygonum viridis</i>	<i>Roripa nastutitium -acuaticum</i>
<i>Otospermum glabrum</i>	<i>Polypogon maritimus</i>	<i>Roripa valdes-bermejoi</i>
<i>Oxalis corniculata</i>	<i>maritimus</i>	<i>Rosa canina</i>
<i>Oxalis pes-caprae</i>	<i>Polypogon monspeliensis</i>	<i>Rosmarinus officinalis</i>
<i>Pancratium maritimum</i>	<i>Polypogon viridis</i>	<i>Rostraria cristata</i>
<i>Panicum repens</i>	<i>Populus alba</i>	<i>Rostraria phleoides</i>
<i>Papaver dubium</i>	<i>Populus nigra</i>	<i>Rostraria pumila</i>
<i>Papaver rhoeas</i>	<i>Potamogeton crispus</i>	<i>Rubia peregrina</i>
<i>Parapholis incurva</i>	<i>Potamogeton lucens</i>	<i>Rubia peregrina longifolia</i>
<i>Parapholis pycnantha</i>	<i>Potamogeton natans</i>	<i>Rubus ulmifolius</i>
<i>Parentucellia latifolia</i>	<i>Potamogeton pectinatus</i>	<i>Rumex acetosella</i>
<i>Parentucellia viscosa</i>	<i>Potamogeton polygonifolius</i>	<i>Rumex acetosella</i>
<i>Parietaria judaica</i>	<i>Potamogeton pusillus</i>	<i>angiocarpus</i>
<i>Paronychia argentea</i>	<i>Potamogeton trichoides</i>	<i>Rumex bififormis</i>
<i>Paronychia cymosa</i>	<i>Potentilla erecta</i>	<i>Rumex bucephalophorus</i>
<i>Paspalum paspalodes</i>	<i>Potentilla reptans</i>	<i>hispanicus</i>
<i>Paspalum vaginatum</i>	<i>Pseudorlaya minuscula</i>	<i>Rumex conglomeratus</i>
<i>Pedicularis sylvatica</i>	<i>Pseudorlaya pumila</i>	<i>Rumex crispus</i>
<i>Pedicularis sylvatica</i>	<i>Pseudoscabiosa diandra</i>	<i>Rumex dentatus</i>
<i>lusitanica</i>	<i>Pterocephalus diandrus</i>	<i>Rumex dentatus</i>
<i>Phalaris brachystachys</i>	<i>Pterocephalus intermedius</i>	<i>callosissimus</i>
<i>Phalaris minor</i>	<i>Puccinellia fasciculata</i>	<i>Rumex dentatus halacsyi</i>
<i>Phalaris paradoxa</i>	<i>Puccinellia festuciformis</i>	<i>Rumex pulcher</i>
<i>Phillyrea angustifolia</i>	<i>Pulicaria dysenterica</i>	<i>Rumex pulcher divaricatus</i>
<i>Phillyrea latifolia</i>	<i>Pulicaria paludosa</i>	<i>Rumex roseus</i>
<i>Phoenix canariensis</i>	<i>Pycnocomon intermedium</i>	<i>Rumex tingitanus</i>
<i>Phragmites australis</i>	<i>Pyrus bourgaeana</i>	<i>Ruppia cirrhosa</i>
<i>Phragmites communis</i>	<i>Quercus canariensis</i>	<i>Ruppia drepanensis</i>
<i>Phragmites isiacae</i>	<i>Quercus coccifera</i>	<i>Ruppia maritima maritima</i>
<i>Phytolacca americana</i>	<i>Quercus ilex ballota</i>	<i>Ruscus aculeatus</i>
<i>Phytolacca dioica</i>	<i>Quercus rotundifolia</i>	<i>Saccharum ravennae</i>
<i>Picris echioides</i>	<i>Quercus suber</i>	<i>Sagina apetala</i>
<i>Pimpinella villosa</i>	<i>Radiola linnoides</i>	<i>Sagina apetala apetala</i>
<i>Pinguicula lusitanica</i>	<i>Ranunculus aleae</i>	<i>Sagina maritima</i>
<i>Piptatherum miliaceum</i>	<i>Ranunculus baudotii</i>	<i>Salicornia europaea</i>
<i>Piptatherum thomasii</i>	<i>Ranunculus bulbosus</i>	<i>Salicornia ramosissima</i>
<i>Pistacia lentiscus</i>	<i>ascendens</i>	<i>Salix alba</i>
<i>Pisum sativum sativum</i>	<i>Ranunculus bullatus</i>	<i>Salix atrocineria</i>
<i>Plantago afra</i>	<i>Ranunculus ficaria</i>	<i>Salix fragilis</i>
<i>Plantago bellardii</i>	<i>Ranunculus flammula</i>	<i>Salix matritensis</i>
<i>Plantago coronopus</i>	<i>flammula</i>	<i>Salix purpurea</i>
<i>Plantago crassifolia</i>	<i>Ranunculus muricatus</i>	<i>Salix secalliana</i>
<i>Plantago lagopus</i>	<i>Ranunculus ophioglossifolius</i>	<i>Salsola kali</i>
<i>Plantago lanceolata</i>	<i>Ranunculus parviflorus</i>	<i>Salsola soda</i>
<i>Plantago loeflingii</i>	<i>Ranunculus peltatus</i>	<i>Samolus valerandi</i>
<i>Plantago maritima</i>	<i>Ranunculus peltatus</i>	<i>Sarcocornia fruticosa</i>
<i>Plantago media</i>	<i>microcarpus</i>	<i>Sarcocornia perennis</i>
<i>Plantago serraria</i>	<i>Ranunculus peltatus</i>	<i>Sarcocornia perennis alpini</i>
<i>Poa annua</i>	<i>saniculifolius</i>	<i>Satureja graeca</i>
<i>Poa compressa</i>	<i>Ranunculus sardous</i>	<i>Scabiosa semipapposa</i>

<i>Scabiosa turoloensis</i>	<i>Solanum dulcamara</i>	<i>Trifolium campestre</i>
<i>Schoenus nigricans</i>	<i>Solanum nigrum</i>	<i>Trifolium cernuum</i>
<i>Scirpoides holoschoenus</i>	<i>Solanum sodomeum</i>	<i>Trifolium cherleri</i>
<i>Scirpus cernuus</i>	<i>Sonchus asper</i>	<i>Trifolium dubium</i>
<i>Scirpus fluitans</i>	<i>Sonchus asper glaucescens</i>	<i>Trifolium fragiferum</i>
<i>Scirpus lacustris</i>	<i>Sonchus maritimus</i>	<i>Trifolium glomeratum</i>
<i>Scirpus littoralis termalis</i>	<i>Sonchus maritimus aquatilis</i>	<i>Trifolium isthmocarpum</i>
<i>Scirpus maritimus</i>	<i>Sonchus oleraceus</i>	<i>Trifolium laevigatum</i>
<i>Scirpus pseudosetaceus</i>	<i>Sonchus tenerimus</i>	<i>Trifolium lappaceum</i>
<i>Scirpus tabernaemontani</i>	<i>Sparganium erectum</i>	<i>Trifolium michelianum</i>
<i>Scolymus hispanicus</i>	<i>Sparganium erectum</i>	<i>Trifolium micranthum</i>
<i>Scolymus maculatus</i>	<i>erectum</i>	<i>Trifolium nigrescens</i>
<i>Scorpiurus muricatus</i>	<i>Sparganium erectum</i>	<i>nigrescens</i>
<i>Scorpiurus sulcatus</i>	<i>neglectum</i>	<i>Trifolium occidentale</i>
<i>Scorpiurus vermiculatus</i>	<i>Spartina alterniflora</i>	<i>Trifolium ornithopodioides</i>
<i>Scorzonera fistulosa</i>	<i>Spartina densiflora</i>	<i>Trifolium repens</i>
<i>Scorzonera laciniata</i>	<i>Spergula arvensis</i>	<i>Trifolium repens repens</i>
<i>Scirpus lacustris lacustris</i>	<i>Spergularia bocconeii</i>	<i>Trifolium resupinatum</i>
<i>Scirpus lacustris</i>	<i>Spergularia longipes</i>	<i>Trifolium scabrum</i>
<i>tabernaemontani</i>	<i>Spergularia marginata</i>	<i>Trifolium spumosum</i>
<i>Scrophularia auriculata</i>	<i>Spergularia marina</i>	<i>Trifolium squamosum</i>
<i>Scrophularia canina</i>	<i>Spergularia nicaeensis</i>	<i>Trifolium stellatum</i>
<i>Scrophularia canina canina</i>	<i>Spergularia rubra</i>	<i>Trifolium striatum</i>
<i>Scrophularia frutescens</i>	<i>Spergularia salina</i>	<i>Trifolium strictum</i>
<i>Scutellaria minor</i>	<i>Spergularia segetalis</i>	<i>Trifolium subterraneum</i>
<i>Sedum album</i>	<i>Spergularia tangerina</i>	<i>Trifolium suffocatum</i>
<i>Sedum lagascae</i>	<i>Sphenopus divaricatus</i>	<i>Trifolium tomentosum</i>
<i>Sedum villosum</i>	<i>Sporobolus pungens</i>	<i>Triglochin barrelieri</i>
<i>Senecio aquaticus</i>	<i>Sporobolus virginicus</i>	<i>Triglochin laxiflora</i>
<i>Senecio doria</i>	<i>arenarius</i>	<i>Tripodion tetraphyllum</i>
<i>Senecio gallicus</i>	<i>Stachys arvensis</i>	<i>Trisetaria dufourei</i>
<i>Senecio glaucus</i>	<i>Stauracanthus genistoides</i>	<i>Trisetaria panicea</i>
<i>coronopifolius</i>	<i>Stellaria media</i>	<i>Trisetum paniceum</i>
<i>Senecio jacobea</i>	<i>Stellaria pallida</i>	<i>Tuberaria bupleurifolia</i>
<i>Senecio lividus</i>	<i>Stipa gigantea</i>	<i>Tuberaria commutata</i>
<i>Senecio sylvaticus</i>	<i>Stipa tenacissima</i>	<i>Tuberaria guttata</i>
<i>Senecio vulgaris</i>	<i>Suaeda maritima</i>	<i>Typha angustifolia</i>
<i>Serapias lingua</i>	<i>Suaeda maritima maritima</i>	<i>Typha dominguensis</i>
<i>Serapias parviflora</i>	<i>Suaeda splendens</i>	<i>Typha latifolia</i>
<i>Sesamoides canescens</i>	<i>Suaeda vera</i>	<i>Ulex australis</i>
<i>Sesamoides interrupta</i>	<i>Tamarix africana</i>	<i>Ulex australis australis</i>
<i>Sesamoides latifolia</i>	<i>Tamarix canariensis</i>	<i>Ulex micranthus</i>
<i>Sherardia arvensis</i>	<i>Tamarix gallica</i>	<i>Ulex minor</i>
<i>Silene alba</i>	<i>Tamarix parviflora</i>	<i>Ulex minor lusitanicus</i>
<i>Silene colorata</i>	<i>Tamus communis</i>	<i>Ulex parviflorus</i>
<i>Silene conoidea</i>	<i>Teesdalia coronopifolia</i>	<i>Ulmus minor</i>
<i>Silene cretica</i>	<i>Teucrium fruticans</i>	<i>Umbilicus gaditanus</i>
<i>Silene gallica</i>	<i>Teucrium scordioides</i>	<i>Umbilicus heylandianus</i>
<i>Silene gracilis</i>	<i>Thapsia maxima</i>	<i>Umbilicus neglectus</i>
<i>Silene laeta</i>	<i>Thapsia nitida meridionalis</i>	<i>Urginea maritima</i>
<i>Silene latifolia</i>	<i>Thapsia villosa</i>	<i>Urtica caudata</i>
<i>Silene littorea</i>	<i>Thorella verticillatinundata</i>	<i>Urtica membranacea</i>
<i>Silene longicaulis</i>	<i>Thymbra capitata</i>	<i>Urtica urens</i>
<i>Silene micropetala</i>	<i>Thymus albicans</i>	<i>Utricularia australis</i>
<i>Silene nicaeensis</i>	<i>Thymus carnosus</i>	<i>Utricularia exoleta</i>
<i>Silene nocturna</i>	<i>Thymus mastichina</i>	<i>Utricularia gibba</i>
<i>Silene nocturna nocturna</i>	<i>Thymus mastichina</i>	<i>Verbascum sinuatum</i>
<i>Silene portensis</i>	<i>donyanae</i>	<i>Verbena officinalis</i>
<i>Silene ramosissima</i>	<i>Thymus tomentosus</i>	<i>Veronica anagallis-aquatica</i>
<i>Silene scabriflora</i>	<i>Tolpis barbata</i>	<i>Veronica anagalloides</i>
<i>Silene vulgaris</i>	<i>Tolpis umbellata</i>	<i>Veronica arvensis</i>
<i>Silene vulgaris vulgaris</i>	<i>Torilis arvensis neglecta</i>	<i>Veronica scutellata</i>
<i>Silybum marianum</i>	<i>Torilis nodosa</i>	<i>Vicia angustifolia</i>
<i>Sinapis arvensis</i>	<i>Trachynia distachya</i>	<i>Vicia benghalensis</i>
<i>Sisymbrium officinale</i>	<i>Tribulus terrestris</i>	<i>Vicia eriocarpa</i>
<i>Smilax aspera</i>	<i>Trifolium angustifolium</i>	<i>Vicia lutea</i>
<i>Smilax aspera altissima</i>	<i>Trifolium arvense</i>	<i>Vicia parviflora</i>

Vicia peregrina
Vicia sativa
Vicia sativa nigra
Vicia tenuissima
Vicia villosa varia
Viola demetria
Viola kitaibeliana
Vitis vinifera

Vulpia alopecuros
Vulpia alopecuros alopecurus
Vulpia alopecuros sylvatica
Vulpia broteri
Vulpia ciliata
Vulpia fontquerana
Vulpia geniculata
Vulpia membranacea

Vulpia muralis
Xolantha echioides
Xolantha guttata
Zannichellia obtusifolia
Zannichellia palustris
Zannichellia pedunculata
Zannichellia peltata
Zostera noltii

Reino Animalia

Total: 1.366

Phylum Nematoda (Nematodos)

Total: 16

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Jiménez, D. (1989).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).
Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

Aquatides aquaticus
Brevitobilus stefanskii
Chromadorita leuckarti
Chronogaster typica
Dorylaimus asymphydorus
Dorylaimus crassus

Epitobilus setosus
Hirschmanniella gracilis
Labronema vulvapapillatum
Lindseyus heterurus
Monhystera africana
Monhystera stagnalis

Mononchus tunbridgensis
Prodorylaimus filiarum
Semitobilus pellucidus
Tripyla glomerans

Phylum Mollusca (Moluscos)

Total: 53

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Junta de Andalucía (2005).
Marazanof, F. (1966).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

BOE 204 (2004).
Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Acanthocardia aculeata</i>	<i>Cymbium olla</i>	<i>Ostrea edulis</i>
<i>Acanthocardia echinata</i>	<i>Dentalium sp.</i>	<i>Pecten maximus</i>
<i>Acanthocardia paucicostata</i>	<i>Donax venustus</i>	<i>Peringia ulvae</i>
<i>Acanthocardia tuberculata</i>	<i>Dosinia lupinus</i>	<i>Pharus legumen</i>
<i>Alloteuthis media</i>	<i>Eledone moschata</i>	<i>Phyllonotus trunculus</i>
<i>Alloteuthis subulata</i>	<i>Flexopecten flexuosus</i>	<i>Physella acuta</i>
<i>Anadara corbuloides</i>	<i>Gyraulus albus</i>	<i>Pinna pectinata</i>
<i>Anadara diluvii</i>	<i>Gyraulus crista</i>	<i>Planorbis matidjensis</i>
<i>Ancylus fluviatilis</i>	<i>Hinia reticulata</i>	<i>Planorbis planorbis</i>
<i>Anisus spirorbis</i>	<i>Loligo vulgaris</i>	<i>Segmentina complanata</i>
<i>Anomia ephippium</i>	<i>Lymnaea peregra</i>	<i>Sepia officinalis</i>
<i>Aplysia depilans</i>	<i>Lymnaea stagnalis</i>	<i>Sepietta neglecta</i>
<i>Aporrhais pespelicani</i>	<i>Lymnaea truncatula</i>	<i>Sepiolo atlantica</i>
<i>Bulinus contortus</i>	<i>Maetra corallina</i>	<i>Sepiolo sp.</i>
<i>Calyptraea chinensis</i>	<i>Murex brandaris</i>	<i>Solen marginatus</i>
<i>Chamelea gallina</i>	<i>Musculium lacustre</i>	<i>Turritella communis</i>
<i>Chiton olivaceus</i>	<i>Nassarius corniculus</i>	<i>Umbraculum mediterraneum</i>
<i>Circomphalus casinus</i>	<i>Octopus vulgaris</i>	

Phylum Echinodermata (Erizos, Estrellas, Pepinos de Mar)

Total: 8

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Junta de Andalucía (2005).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Astropecten aranciacus</i>	<i>Echinocardium cordatum</i>	<i>Paracentrotus lividus</i>
<i>Astropecten irregularis</i>	<i>Echinocardium sp.</i>	<i>Spatangus purpureus</i>
<i>Echinaster canaliferus</i>	<i>Holothuria sp.</i>	

Phylum Rotifera (Rotíferos)

Total: 88

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Galindo, M.D.; Mata, A.J.; Mazuelos, N.; Serrano, L. (1994).

García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).

Serrano, L.; Fahd, K. (2005).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004).

Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Anchistetudinella sp.</i>	<i>Euchlanis dilatata</i>	<i>Lepadella persimilis</i>
<i>Anuraeopsis fissa</i>	<i>Filinia longiseta</i>	<i>Lepadella quadricarinata</i>
<i>Ascomorpha saltans</i>	<i>Filinia opoliensis</i>	<i>Lepadella rhomboides</i>
<i>Asplanchna brightwelli</i>	<i>Filinia terminalis</i>	<i>Lophocharis oxysternon</i>
<i>Asplanchna sp.</i>	<i>Hexarthra fennica</i>	<i>Lophocharis salpina</i>
<i>Asplanchnopus multiceps</i>	<i>Keratella cochlearis</i>	<i>Mytilina bisulcata</i>
<i>Beauchampiella eudactylota</i>	<i>Keratella procurva</i>	<i>Mytilina mucronata</i>
<i>Brachionus angularis</i>	<i>Keratella quadrata</i>	<i>Mytilina ventralis</i>
<i>Brachionus bidentata</i>	<i>Keratella tropica</i>	<i>Notholca acuminata</i>
<i>Brachionus budapestinensis</i>	<i>Keratella valga</i>	<i>Philodina sp.</i>
<i>Brachionus calyciflorus</i>	<i>Lecane bulla</i>	<i>Platyias quadricornis</i>
<i>Brachionus falcatus</i>	<i>Lecane candida</i>	<i>Polyarthra vulgaris</i>
<i>Brachionus leydigy</i>	<i>Lecane closterocerca</i>	<i>Pompholyx sulcata</i>
<i>Brachionus novaezelandiae</i>	<i>Lecane donyanaensis</i>	<i>Proales globulifera</i>
<i>Brachionus patulus</i>	<i>Lecane furcata</i>	<i>Synchaeta oblonga</i>
<i>Brachionus plicatilis</i>	<i>Lecane haliclysta</i>	<i>Testudinella clypeata</i>
<i>Brachionus quadridentatus</i>	<i>Lecane lamellata</i>	<i>Testudinella mucronata</i>
<i>Brachionus urceolaris</i>	<i>Lecane leontina</i>	<i>Testudinella patina</i>
<i>Brachionus variabilis</i>	<i>Lecane luna</i>	<i>Testudinella sp.</i>
<i>Cephalodella catellina</i>	<i>Lecane lunaris</i>	<i>Trichocerca bidens</i>
<i>Cephalodella forficula</i>	<i>Lecane mucronata</i>	<i>Trichocerca elongata</i>
<i>Cephalodella gibba</i>	<i>Lecane nana</i>	<i>Trichocerca gillardi</i>
<i>Cephalodella ventripes</i>	<i>Lecane ohioensis</i>	<i>Trichocerca mollis</i>
<i>Colurella obtusa</i>	<i>Lecane quadridentata</i>	<i>Trichocerca myersi</i>
<i>Colurella sp.</i>	<i>Lecane sp.1</i>	<i>Trichocerca rattus</i>
<i>Colurella uncinata</i>	<i>Lecane sp.2</i>	<i>Trichotria sp.</i>
<i>Conochilus dossuarius</i>	<i>Lecane stichaea</i>	<i>Trichotria tetractis</i>
<i>Dipleuchlanis propatula</i>	<i>Lecane submagna</i>	<i>Tripleuchlanis plicata</i>
<i>Epiphanes macrourus</i>	<i>Lepadella acuminata</i>	
<i>Euchlanis dapidula</i>	<i>Lepadella patella</i>	

Phylum Arthropoda

Superclase Crustacea (Crustáceos)

Total: 169

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Armegol, J. (1976).
Galindo, M.D.; Mata, A.J.; Mazuelos, N.; Serrano, L. (1994).
García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).
Junta de Andalucía (2005).
Serrano, L.; Fahd, K. (2005).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

BOE 204 (2004).
Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Acanthocyclops americanus</i>	<i>Cypridopsis newtoni</i>	<i>Isocypris beauchampi</i>
<i>Acanthocyclops kieferi</i>	<i>Cypridopsis parva</i>	<i>Leydigia acanthocercoides</i>
<i>Acanthocyclops robustus</i>	<i>Cypridopsis vidua</i>	<i>Leydigia leydigii</i>
<i>Acanthocyclops sp.</i>	<i>Cyprinotus salinus</i>	<i>Limnocythere inopinata</i>
<i>Acanthocyclops venustus</i>	<i>Cypris bispinosa</i>	<i>Liocarcinus depurator</i>
<i>Acanthocyclops vernalis</i>	<i>Cypris pubera</i>	<i>Liocarcinus holsatus</i>
<i>Acanthocyclops viridis</i>	<i>Cyzicus grubei</i>	<i>Liocarcinus vernalis</i>
<i>Acroperus harpae</i>	<i>Daphnia atkinsoni</i>	<i>Macrocyclus albidus</i>
<i>Alona affinis</i>	<i>Daphnia bolivari</i>	<i>Macrothrix hirsuticornis</i>
<i>Alona azorica</i>	<i>Daphnia hispanica</i>	<i>Macrothrix laticornis</i>
<i>Alona costata</i>	<i>Daphnia longispina</i>	<i>Macrothrix rosea</i>
<i>Alona iberica</i>	<i>Daphnia magna</i>	<i>Maja squinado</i>
<i>Alona nana</i>	<i>Daphnia mediterranea</i>	<i>Megacyclops gigas</i>
<i>Alona quadrangularis</i>	<i>Daphnia parvula</i>	<i>Megacyclops viridis</i>
<i>Alona rectangula</i>	<i>Daphnia pulicaria</i>	<i>Megacyclops viridis</i>
<i>Alona salina</i>	<i>Daphnia similis</i>	<i>Megafenestra aurita</i>
<i>Alona sp.</i>	<i>Daphnia sp.</i>	<i>Melicertus kerathurus</i>
<i>Alona tenuicaudis</i>	<i>Darwinula stevensoni</i>	<i>Metacyclops lusitanus</i>
<i>Alonella excisa</i>	<i>Diacyclops bicuspidatus</i>	<i>Metacyclops minutus</i>
<i>Alonella nana</i>	<i>Diacyclops bicuspidatus</i>	<i>Metacyclops planus</i>
<i>Alpheus glaber</i>	<i>odessanus</i>	<i>Mixodiaptomus incrassatus</i>
<i>Arctodiaptomus salinus</i>	<i>Diacyclops bisetosus</i>	<i>Moina brachiata</i>
<i>Arctodiaptomus wierzejskii</i>	<i>Diacyclops langidus</i>	<i>Moina micrura</i>
<i>Asellus coxalis</i>	<i>Diacyclops languidoides</i>	<i>Moina rectirostris</i>
<i>Atelecyclus undecimdentatus</i>	<i>Diaphanosoma brachyura</i>	<i>Moina salina</i>
<i>Attheyella crassa</i>	<i>Diaptomus castaneti</i>	<i>Neolovenula alluaudi</i>
<i>Attheyella trispinosa</i>	<i>Diaptomus castor</i>	<i>Nitocra lacustris</i>
<i>Bosmina longirostris</i>	<i>Diaptomus cyaneus</i>	<i>Notodromas monachus</i>
<i>Branchipus cortesi</i>	<i>Diaptomus kenitraensis</i>	<i>Oithona nana</i>
<i>Branchipus schaefferi</i>	<i>Diaptomus kenitraensis</i>	<i>Oxyurella tenuicaudis</i>
<i>Bryocamptus minutus</i>	<i>Diaptomus sp.</i>	<i>Pagurus alatus</i>
<i>Bryocamptus pigmaeus</i>	<i>Dorippe lanata</i>	<i>Pagurus prideauxi</i>
<i>Candona neglecta</i>	<i>Dromia personata</i>	<i>Pagurus sp.</i>
<i>Candona sp.</i>	<i>Dunhevedia crassa</i>	<i>Palaemon serratus</i>
<i>Canthocamptus staphylinus</i>	<i>Dussartius baeticus</i>	<i>Paracyclops fimbriatus</i>
<i>Ceriodaphnia dubia</i>	<i>Ephemeropus margalefi</i>	<i>Parthenope angulifrons</i>
<i>Ceriodaphnia laticaudata</i>	<i>Esthaterosporus gauthieri</i>	<i>Pilumnus villosissimus</i>
<i>Ceriodaphnia quadrangula</i>	<i>Eucyclops serrulatus</i>	<i>Pleuroxus aduncus</i>
<i>Ceriodaphnia reticulata</i>	<i>Eucypris virens</i>	<i>Polybius henslowii</i>
<i>Ceriodaphnia setosa</i>	<i>Eudiaptomus vulgaris</i>	<i>Pontocaris lacazei</i>
<i>Chirocephalus diaphanus</i>	<i>Eurycercus lamellatus</i>	<i>Processa sp.</i>
<i>Chydorus sphaericus</i>	<i>Goneplax rhomboides</i>	<i>Rissoides desmaresti</i>
<i>Cletocamptus retrogressus</i>	<i>Graptoleberis testudinaria</i>	<i>Scapholeberis aurita</i>
<i>Copidiaptomus numidicus</i>	<i>Halicyclops brevispinosus</i>	<i>Scapholeberis mucronata</i>
<i>Copidiaptomus steueri</i>	<i>Hemidiaptomus maroccanus</i>	<i>Scapholeberis rammneri</i>
<i>Copidodiaptomus numidicus</i>	<i>Hemidiaptomus roubaui</i>	<i>Scyonia carinata</i>
<i>Copidodiaptomus steueri</i>	<i>Herpetocypris chevreuxi</i>	<i>Simocephalus exspinosus</i>
<i>Crangon crangon</i>	<i>Herpetocypris reptans</i>	<i>Simocephalus vetulus</i>
<i>Cryptocyclops bicolor</i>	<i>Heterocypris barbara</i>	<i>Squilla mantis</i>
<i>Cyclocypris laevis</i>	<i>Heterocypris exigua</i>	<i>Streptocephalus torvicornis</i>
<i>Cyclops furcifer</i>	<i>Heterocypris incongruens</i>	<i>Tanymastix stagnalis</i>
<i>Cyclops insignis</i>	<i>Homola barbata</i>	<i>Thermocyclops dybowskii</i>
<i>Cypria ophthalmica</i>	<i>Horsiella brevicornis</i>	<i>Tretocephala ambigua</i>
<i>Cypricercus affinis</i>	<i>Ilia nucleus</i>	<i>Triops cancriformis</i>
<i>Cypricercus obliquus</i>	<i>Ilyocypris gibba</i>	<i>Tropocyclops prasinus</i>
<i>Cypricercus reticulatus</i>	<i>Ilyocryptus silvaeducensis</i>	<i>Upogebia deltaura</i>
<i>Cypridopsis aculeata</i>	<i>Ilyocypris decipiens</i>	

Orden Odonata (Libélulas)

Total: 15

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Aguesse, P. (1962).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Aeschna mixta</i>	<i>Lestes barbarus</i>	<i>Orthetrum nitidinerve</i>
<i>Coenagrion scitulum</i>	<i>Lestes macrostigma</i>	<i>Sympetrum fonscolombei</i>
<i>Crocothemis erythraea</i>	<i>Lestes sponsa</i>	<i>Sympetrum meridionale</i>
<i>Erythromma viridulum</i>	<i>Lestes virens</i>	<i>Sympetrum sanguineum</i>
<i>Ischnura graellsii</i>	<i>Orthetrum cancellatum</i>	<i>Sympetrum striolatum</i>

Orden Orthoptera (Grillos, Saltamontes y afines)

Total: 33

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Cárdenas-Talaverón, A.M. *et al.* (2002).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Acinipe comptei</i>	<i>Gryllotalpa africana</i>	<i>Pezotettix giornae</i>
<i>Acrotylus insubricus</i>	<i>Gryllus bimaculatus</i>	<i>Phaneroptera nana</i>
<i>Acrotylus patruelis</i>	<i>Jacobsiella imitans</i>	<i>Platycleis tessellata</i>
<i>Aiolopus strepens</i>	<i>Leptoternis candidus</i>	<i>Pterolepis spoliata</i>
<i>Aiolopus thalassinus</i>	<i>Locusta migratoria</i>	<i>Pyrgomorpha conica</i>
<i>Anacridium aegyptium</i>	<i>Morphacris fasciata</i>	<i>Ruspolia nitidula</i>
<i>Calephorus compressicornis</i>	<i>Odontura glabricauda</i>	<i>Sphingonotus azureus</i>
<i>Calliptamus barbarus</i>	<i>Oecanthus pellucens</i>	<i>Steropleurus recticarinatus</i>
<i>Chorthippus binotatus</i>	<i>Oedipoda caerulescens</i>	<i>Tettigonia viridissima</i>
<i>Docostaurus genei</i>	<i>Omocestus panteli</i>	<i>Truxalis nasuta</i>
<i>Eyprepochnemis plorans</i>	<i>Paratettix meridionalis</i>	<i>Tylopsis lillifolia</i>

Orden Hymenoptera (Hormigas, Abejas y afines)

Total: 42

Para este primer informe sólo se dispone de datos para la familia Formicidae (Hormigas).

Del trabajo de Reyes *et al.* (2003) sobre el Guadiamar sólo se han tenido en cuenta los formicidos ubicados en el Parque Nacional de Doñana.

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Reyes, J. *et al.* (2003).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Aphaenogaster gibbosa</i>	<i>Formica fusca</i>	<i>Messor hispanicus</i>
<i>Aphaenogaster senilis</i>	<i>Formica subrufa</i>	<i>Messor lusitanicus</i>
<i>Camponotus cruentatus</i>	<i>Goniomma hispanicum</i>	<i>Messor maroccanus</i>
<i>Camponotus fallax</i>	<i>Goniomma kugleri</i>	<i>Myrmica aloba</i>
<i>Camponotus lateralis</i>	<i>Hypoconera punctatissima</i>	<i>Oxyopomyrmex saulcyi</i>
<i>Camponotus pilicornis</i>	<i>Lasius brunneus</i>	<i>Pheidole pallidula</i>
<i>Camponotus sicheli</i>	<i>Lasius niger</i>	<i>Plagiolepis pygmaea</i>
<i>Camponotus sylvaticus</i>	<i>Leptothorax naeviventris</i>	<i>Plagiolepis schmitzii</i>
<i>Camponotus truncatus</i>	<i>Leptothorax rabaudi</i>	<i>Solenopsis robusta</i>
<i>Cardiocondyla batesii</i>	<i>Leptothorax racovitzai</i>	<i>Tapinoma erraticum</i>
<i>Cataglyphis floricola</i>	<i>Leptothorax tyndalei</i>	<i>Tapinoma nigerrimum</i>
<i>Cataglyphis rosenhaueri</i>	<i>Linepithema humile</i>	<i>Tetramorium caespitum</i>
<i>Crematogaster auberti</i>	<i>Messor barbarus</i>	<i>Tetramorium hispanicum</i>
<i>Crematogaster scutellaris</i>	<i>Messor bouvieri</i>	<i>Tetramorium semilaeve</i>

Orden Coleoptera (Escarabajos y afines)

Total: 221

Del trabajo de Cárdenas (2003) sobre el Guadiamar sólo se han tenido en cuenta los coleópteros ubicados en el Parque Nacional de Doñana.

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Cárdenas-Talaverón, A.M. *et al.* (2002).

Cárdenas, A. M. (2003).

Millán, A. *et al.* (2005).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Acilius duvergeri</i>	<i>Anacaena lutescens</i>	<i>Aphodius haemorrhoidalis</i>
<i>Agabus bipustulatus</i>	<i>Angoleus crenatus</i>	<i>Aphodius hydrochaeris</i>
<i>Agabus brunneus</i>	<i>Angoleus nitidus</i>	<i>Aphodius immundus</i>
<i>Agabus conspersus</i>	<i>Aphodius baraudi</i>	<i>Aphodius lineolatus</i>
<i>Agabus didymus</i>	<i>Aphodius castaneus</i>	<i>Aphodius lividus</i>
<i>Agabus nebulosus</i>	<i>Aphodius cognatus</i>	<i>Aphodius merdarius</i>
<i>Agonum lugens</i>	<i>Aphodius dentatus</i>	<i>Aphodius striatulus</i>
<i>Agonum marginatum</i>	<i>Aphodius erraticus</i>	<i>Aphodius sturmi</i>
<i>Akis granulifera</i>	<i>Aphodius fimetarius</i>	<i>Aphodius tersus</i>
<i>Amara aenea</i>	<i>Aphodius foetidus</i>	<i>Aphodius tingens</i>
<i>Anacaena bipustulata</i>	<i>Aphodius ghardimaouensis</i>	<i>Aphodius unicolor</i>
<i>Anacaena globulus</i>	<i>Aphodius granarius</i>	<i>Aphodius villarreali</i>

<i>Aphodius vitellinus</i>	<i>Georyssus costatus</i>	<i>Netocia opaca</i>
<i>Apotomus rufithorax</i>	<i>Georyssus crenulatus</i>	<i>Noterus laevis</i>
<i>Augyles littorimus</i>	<i>Geotrupes ibericus</i>	<i>Notiophilus marginatus</i>
<i>Aulacothelbius exaratus</i>	<i>Gonocephalum rusticum</i>	<i>Ochthebius aeneus</i>
<i>Bagous sp.1</i>	<i>Graptodytes flavipes</i>	<i>Ochthebius auropallens</i>
<i>Bagous sp.2</i>	<i>Graptodytes ignotus</i>	<i>Ochthebius bifoveolatus</i>
<i>Berosus affinis</i>	<i>Gyrinus caspius</i>	<i>Ochthebius dilatatus</i>
<i>Berosus guttalis</i>	<i>Gyrinus dejeani</i>	<i>Ochthebius meridionalis</i>
<i>Berosus hispanicus</i>	<i>Hadrocarabus lusitanicus</i>	<i>Ochthebius punctatus</i>
<i>Berosus signaticollis</i>	<i>Halipus andalusicus</i>	<i>Ochthebius viridis</i>
<i>Bidessus goudotii</i>	<i>Halipus guttatus</i>	<i>Omaseus elongatus</i>
<i>Blaps waltii</i>	<i>Halipus lineatocollis</i>	<i>Onitis belial</i>
<i>Brachinus humeralis</i>	<i>Helochares lividus</i>	<i>Onthophagus andalusiacus</i>
<i>Brachinus scopleta</i>	<i>Helophorus alternans</i>	<i>Onthophagus furcatus</i>
<i>Bubas bison</i>	<i>Helophorus asturiensis</i>	<i>Onthophagus maki</i>
<i>Bubas bubalus</i>	<i>Helophorus flavipes</i>	<i>Onthophagus marginalis</i>
<i>Caccobius schreberi</i>	<i>Helophorus fulgidicollis</i>	<i>Onthophagus opacicollis</i>
<i>Calathus ambiguus</i>	<i>Helophorus longitarsis</i>	<i>Onthophagus punctatus</i>
<i>Calathus granatensis</i>	<i>Helophorus minutus</i>	<i>Onthophagus similis</i>
<i>Calicnemis latreillei</i>	<i>Helophorus occidentalis</i>	<i>Onthophagus taurus</i>
<i>Canthydrus diophthalmus</i>	<i>Helophorus porculus</i>	<i>Onthophagus vacca</i>
<i>Ceratophyus hoffmannseggii</i>	<i>Helophorus rufipes</i>	<i>Oryctes nasicornis</i>
<i>Chaetarthria seminulum</i>	<i>Helophorus seidlitzi</i>	<i>Oxythyrea funesta</i>
<i>Chaetarthria similis</i>	<i>Heptaulacus algarbiensis</i>	<i>Paracymus phalacroides</i>
<i>Chasmatopterus pilosulus</i>	<i>Heptaulacus brancoi</i>	<i>Paracymus scutellaris</i>
<i>Chlaeniellus vestitus</i>	<i>Heterocerus fenestratus</i>	<i>Paradromius linearis</i>
<i>Cicindela campestris</i>	<i>Hydaticus leander</i>	<i>Pelochares versicolor</i>
<i>Cicindela maroccana</i>	<i>Hydraena corrugis</i>	<i>Peltodytes caesus</i>
<i>Coelostoma hispanicum</i>	<i>Hydraena rugosa</i>	<i>Phaleria cadaverina</i>
<i>Colymbetes fuscus</i>	<i>Hydrobius convexus</i>	<i>Pheropsophus hispanicus</i>
<i>Colymbetes schildknechti</i>	<i>Hydrobius fuscipes</i>	<i>Phyllognathus excavatus</i>
<i>Copris hispanus</i>	<i>Hydrochara flavipes</i>	<i>Pimelia costata</i>
<i>Cybister lateralmarginalis</i>	<i>Hydrochus angustatus</i>	<i>Platyderus emblema</i>
<i>Cybister tripunctatus</i>	<i>Hydrochus flavipennis</i>	<i>Platytarus famini</i>
<i>Cymbiodyta marginella</i>	<i>Hydroglyphus geminus</i>	<i>Poecilus crenulatus</i>
<i>Cyphon hilaris</i>	<i>Hydrophilus pistaceus</i>	<i>Poecilus kugelanni</i>
<i>Cyphon pandellei</i>	<i>Hydroporus gyllenhalii</i>	<i>Poecilus quadricollis</i>
<i>Diastictus tibialis</i>	<i>Hydroporus limbatus</i>	<i>Pogonus meridionalis</i>
<i>Distichus planus</i>	<i>Hydroporus lucasi</i>	<i>Polystichus connexus</i>
<i>Dorcus parralelepipedus</i>	<i>Hydroporus normandi</i>	<i>Rhabdotocarabus melancholicus</i>
<i>Dryops algiricus</i>	<i>Hydroporus pubescens</i>	<i>Rhantus hispanicus</i>
<i>Dryops doderoi</i>	<i>Hydrovatus clypealis</i>	<i>Rhantus suturalis</i>
<i>Dryops luridus</i>	<i>Hygrobia hermanni</i>	<i>Saprinus caeruleus</i>
<i>Dryops striatellus</i>	<i>Hygrotus confluens</i>	<i>Scarabaeus cicatricosus</i>
<i>Dyschirius arenosus</i>	<i>Hygrotus inaequalis</i>	<i>Scarabaeus sacer</i>
<i>Dytiscus circumflexus</i>	<i>Hygrotus lagari</i>	<i>Scarites occidentalis</i>
<i>Emphanes rivularis</i>	<i>Hygrotus pallidulus</i>	<i>Sepidium bidentatum</i>
<i>Enochrus ater</i>	<i>Hyphydrus aubei</i>	<i>Sericotrupes niger</i>
<i>Enochrus bicolor</i>	<i>Ilybius montanus</i>	<i>Silpha tristis</i>
<i>Enochrus fuscipennis</i>	<i>Laccobius revelierei</i>	<i>Staphylinus medioximus</i>
<i>Enochrus halophilus</i>	<i>Laccobius sp.</i>	<i>Stenolophus teutonius</i>
<i>Enochrus melanocephalus</i>	<i>Laccophilus minutus</i>	<i>Steropus globosus</i>
<i>Enochrus natalensis</i>	<i>Laemosthenes complanatus</i>	<i>Syntomus foveolatus</i>
<i>Enochrus politus</i>	<i>Limnebius furcatus</i>	<i>Taenidia trisignata</i>
<i>Enochrus quadripunctatus</i>	<i>Limnebius sp.</i>	<i>Tentyria andalusica</i>
<i>Eotachys bistriatus</i>	<i>Limnichus sp.</i>	<i>Tentyria platyceps</i>
<i>Eretes griseus</i>	<i>Limnoxenus niger</i>	<i>Thorectes hispanus</i>
<i>Erodium goryi</i>	<i>Liopterus atriceps</i>	<i>Trechus obtusus</i>
<i>Erodium tibialis</i>	<i>Lophyra flexuosa</i>	<i>Trechus quadristriatus</i>
<i>Euoniticellus fulvus</i>	<i>Lophyridia littoralis</i>	<i>Trox cotodognanensis</i>
<i>Euoniticellus pallipes</i>	<i>Melanius nigrita</i>	<i>Typhaeus momus</i>
<i>Euserica villarreali</i>	<i>Microcara dispar</i>	

Orden Lepidoptera (Mariposas, Polillas)

Total: 51

Para este primer informe sólo se dispone de datos para mariposas diurnas.

Del trabajo de Fernández-Haeger *et al.* (2003) sobre el Guadiamar sólo se han tenido en cuenta los lepidópteros ubicados en el Parque Nacional de Doñana.

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Fernández-Haeger, J. *et al.* (2003).
García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Argynnis paphia</i>	<i>Gonepteryx cleopatra</i>	<i>Pieris rapae</i>
<i>Aricia cramera</i>	<i>Gonepteryx rhamni</i>	<i>Plebejus argus</i>
<i>Cacyreus marshalli</i>	<i>Iphiclides podalirius</i>	<i>Polyommatus icarus</i>
<i>Callophrys rubi</i>	<i>Issoria lathonia</i>	<i>Polyommatus icarus</i>
<i>Carcharodus alceae</i>	<i>Laesopis roboris</i>	<i>bellicarius</i>
<i>Celastrina argiolus</i>	<i>Lampides boeticus</i>	<i>Polyommatus semiargus</i>
<i>Charaxes jasius</i>	<i>Lasiommata megera</i>	<i>Pontia daplidice</i>
<i>Coenonympha pamphilus</i>	<i>Leptotes pirithous</i>	<i>Pseudotergumia fidia</i>
<i>Colias crocea</i>	<i>Lycaena phlaeas</i>	<i>Pyronia bathseba</i>
<i>Cyaniris semiargus</i>	<i>Maniola jurtina</i>	<i>Pyronia cecilia</i>
<i>Cynthia cardui</i>	<i>Melanargia occitanica</i>	<i>Pyronia tithonus</i>
<i>Danaus plexippus</i>	<i>Melitaea phoebe</i>	<i>Strymonidia esculi</i>
<i>Euchloe ausonia</i>	<i>Neohipparchia statilinus</i>	<i>Strymonidia spini</i>
<i>Euchloe belemia</i>	<i>Papilio machaon</i>	<i>Thymelicus acteon</i>
<i>Euchloe crameri</i>	<i>Pararge aegeria</i>	<i>Vanessa atalanta</i>
<i>Euchloe tagis</i>	<i>Pararge aegeria</i>	<i>Zerynthia rumina</i>
<i>Gegenes nostradamus</i>	<i>Pieris brassicae</i>	<i>Zizeeria knysna</i>

Orden Hydrachnellae (Hidracnelas)

Total: 10

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Marazanof, F. (1967).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

Arrenurus sp.
Eylais degenerata
Eylais extendens
Eylais hamata

Hydrachna inermis
Hydrachna skorikowi
Hydrodroma despiciens
Neumania elliptica

Piona carnea
Piona nodata

Phylum Chordata

Clases Actinopterygii, Cephalaspidomorphi y Chondrichthyes (Peces)

Total: 146

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Fernández-Delgado, C. *et al.* (2000).
Junta de Andalucía (2005).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Blanco, J. C.; González J. L. (1992).
BOE 204 (2004).
Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Acipenser sturio</i>	<i>Cyprinus carpio</i>	<i>Lichia amia</i>
<i>Alosa alosa</i>	<i>Dasyatis pastinaca</i>	<i>Lipophrys pavo</i>
<i>Alosa fallax</i>	<i>Dentex canariensis</i>	<i>Lipophrys trigloides</i>
<i>Ammodytes tobianus</i>	<i>Dentex gibbosus</i>	<i>Lithognathus mormyrus</i>
<i>Anguilla anguilla</i>	<i>Dicentrarchus labrax</i>	<i>Liza aurata</i>
<i>Aphanius baeticus</i>	<i>Dicentrarchus punctatus</i>	<i>Liza ramada</i>
<i>Aphanius sp.</i>	<i>Dicentrarchus sp.</i>	<i>Liza saliens</i>
<i>Aphia minuta</i>	<i>Dicologlossa cuneata</i>	<i>Merluccius merluccius</i>
<i>Aphia minuta mediterranea</i>	<i>Dicologlossa</i>	<i>Microchirus boscanion</i>
<i>Argyrosomus regius</i>	<i>hexophthalma</i>	<i>Micropterus salmoides</i>
<i>Arnoglossus imperialis</i>	<i>Diplodus annularis</i>	<i>Mugil cephalus</i>
<i>Arnoglossus laterna</i>	<i>Diplodus bellottii</i>	<i>Mullus barbatus</i>
<i>Arnoglossus sp.</i>	<i>Diplodus puntazzo</i>	<i>Mullus surmuletus</i>
<i>Arnoglossus thori</i>	<i>Diplodus sargus</i>	<i>Mustelus mustelus</i>
<i>Aspitrigla obscura</i>	<i>Diplodus sargus sargus</i>	<i>Oncorhynchus mykiss</i>
<i>Atherina boyeri</i>	<i>Diplodus sp.</i>	<i>Ophisurus serpens</i>
<i>Balistes carolinensis</i>	<i>Diplodus vulgaris</i>	<i>Pagellus acarne</i>
<i>Barbus sclateri</i>	<i>Echelus myrus</i>	<i>Pagellus bellotii</i>
<i>Belone belone</i>	<i>Echiichthys vipera</i>	<i>Pagellus erythrinus</i>
<i>Blennius sp.</i>	<i>Engraulis encrasicholus</i>	<i>Pagrus auriga</i>
<i>Boops boops</i>	<i>Esox lucius</i>	<i>Pagrus pagrus</i>
<i>Bothus podas</i>	<i>Fundulus heteroclitus</i>	<i>Parablennius gattorugine</i>
<i>Buglossidium luteum</i>	<i>Galeorhinus galeus</i>	<i>Parapristipoma octolineatum</i>
<i>Callionymus maculatus</i>	<i>Gambusia holbrooki</i>	<i>Petromyzon marinus</i>
<i>Callionymus pusillus</i>	<i>Gasterosteus gymnurus</i>	<i>Phycis phycis</i>
<i>Callionymus reticulatus</i>	<i>Gobius niger</i>	<i>Plectorhinchus</i>
<i>Callionymus sp.</i>	<i>Gobius paganellus</i>	<i>mediterraneus</i>
<i>Caranx rhonchus</i>	<i>Gymnura altavela</i>	<i>Pomadasyus incisus</i>
<i>Carassius auratus</i>	<i>Halobatrachus didactylus</i>	<i>Pomatomus saltator</i>
<i>Cepola rubescens</i>	<i>Hippocampus hippocampus</i>	<i>Pomatoschistus microps</i>
<i>Chelon labrosus</i>	<i>Hippocampus ramulosus</i>	<i>Pomatoschistus minutus</i>
<i>Chondrostoma willkommii</i>	<i>Hyporhamphus picarti</i>	<i>Pomatoschistus sp.</i>
<i>Citharus linguatula</i>	<i>Lepidotrigla cavillone</i>	<i>Pteromylaeus bovinus</i>
<i>Cobitis paludica</i>	<i>Lepomis gibbosus</i>	<i>Raja asterias</i>
<i>Conger conger</i>	<i>Lesueurigobius sanzoi</i>	<i>Raja clavata</i>
<i>Coris julis</i>	<i>Leuciscus pyrenaicus</i>	<i>Raja miraletus</i>

<i>Rutilus lemmingii</i>	<i>Solea vulgaris</i>	<i>Torpedo marmorata</i>
<i>Sardina pilchardus</i>	<i>Sparus aurata</i>	<i>Torpedo nobiliana</i>
<i>Sardinella aurita</i>	<i>Sphoeroides spengleri</i>	<i>Torpedo torpedo</i>
<i>Sarpa salpa</i>	<i>Sphyraena sphyraena</i>	<i>Trachinotus ovatus</i>
<i>Scomber japonicus</i>	<i>Spicara flexuosa</i>	<i>Trachinus draco</i>
<i>Scomber scombrus</i>	<i>Spicara maena</i>	<i>Trachurus sp.</i>
<i>Scophthalmus rhombus</i>	<i>Spicara sp.</i>	<i>Trachurus trachurus</i>
<i>Scophthalmus sp.</i>	<i>Spondylisoma cantharus</i>	<i>Trigla lucerna</i>
<i>Scorpaena notata</i>	<i>Stromateus fiatola</i>	<i>Trisopterus luscus</i>
<i>Serranus cabrilla</i>	<i>Symphodus bailloni</i>	<i>Umbrina canariensis</i>
<i>Serranus hepatus</i>	<i>Symphodus cinereus</i>	<i>Umbrina cirrosa</i>
<i>Serranus scriba</i>	<i>Synaptura lusitanica</i>	<i>Uranoscopus scaber</i>
<i>Solea lascaris</i>	<i>Syngnathus abaster</i>	
<i>Solea senegalensis</i>	<i>Syngnathus acus</i>	

Clase Amphibia (Anfibios)

Total: 11

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Díaz-Paniagua, C. *et al.* (2005).
García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).
Valverde, J.A. (1960).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

AHE (2006).
Andrada, J. (1985).
Blanco, J. C.; González J. L. (1992).
Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Alytes cisternasii</i>	<i>Hyla meridionalis</i>	<i>Pleurodeles waltl</i>
<i>Bufo bufo</i>	<i>Lissotriton boscai</i>	<i>Rana perezi</i>
<i>Bufo calamita</i>	<i>Pelobates cultripes</i>	<i>Triturus pygmaeus</i>
<i>Discoglossus galganoi</i>	<i>Pelodytes ibericus</i>	

Clase Reptilia (Reptiles)

Total: 27

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).
Jiménez-Franco, F.J. (2001).
Ministerio de Medio Ambiente (2001).
Rivilla, J.C.; Alís, S. (2001).
Rivilla, J.C.; Alís, S. (2002).
Rivilla, J.C.; Alís, S. (2003).
Rivilla, J.C.; Alís, S. (2005).
Ontiveros, D. *et al.* (2003).
Valverde, J.A. (1960).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

AHE (2006).
Andrada, J. (1985).
Blanco, J. C.; González J. L. (1992).
Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Acanthodactylus erythrurus</i>	<i>Emys orbicularis</i>	<i>Natrix natrix</i>
<i>Blanus cinereus</i>	<i>Eretmochelys imbricata</i>	<i>Podarcis hispanica</i>
<i>Caretta caretta</i>	<i>Hemidactylus turcicus</i>	<i>Psammodromus algirus</i>
<i>Chalcides bedriagai</i>	<i>Hemorrhoids hippocrepis</i>	<i>Psammodromus hispanicus</i>
<i>Chalcides striatus</i>	<i>Lacerta lepida</i>	<i>Rinechis scalaris</i>
<i>Chamaeleo chamaeleon</i>	<i>Macroprotodon brevis</i>	<i>Tarentola mauritanica</i>
<i>Chelonia mydas</i>	<i>Malpolon monspessulanus</i>	<i>Testudo graeca</i>
<i>Coronella girondica</i>	<i>Mauremys leprosa</i>	<i>Trachemys scripta elegans</i>
<i>Dermochelys coriacea</i>	<i>Natrix maura</i>	<i>Vipera latasti</i>

Clase Aves

Total: 422

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (2004).
Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (2000).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Bernis, F. *et al.* (2003).
Bernis, F. *et al.* (2002).
Bernis, F. *et al.* (2001).
Bernis, F. *et al.* (2000).
Bernis, F. *et al.* (1998).
Bernis, F. *et al.* (1996).
Bernis, F. *et al.* (1994a).
Bernis, F. *et al.* (1994b).
Blanco, J. C.; González J. L. (1992).
Heinzel, H. *et al.* (1981).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Accipiter gentilis</i>	<i>Acrocephalus</i>	<i>Alcedo atthis</i>
<i>Accipiter nisus</i>	<i>schoenobaenus</i>	<i>Alectoris rufa</i>
<i>Acridotheres tristis</i>	<i>Acrocephalus scirpaceus</i>	<i>Alle alle</i>
<i>Acrocephalus agricola</i>	<i>Actitis hypoleucos</i>	<i>Alopochen aegyptiaca</i>
<i>Acrocephalus arundinaceus</i>	<i>Aegithalos caudatus</i>	<i>Amadina fasciata</i>
<i>Acrocephalus dumetorum</i>	<i>Aegypius monachus</i>	<i>Amandava amandava</i>
<i>Acrocephalus paludicola</i>	<i>Agapornis fischeri</i>	<i>Amazona aestiva</i>
<i>Acrocephalus palustris</i>	<i>Alauda arvensis</i>	<i>Anas acuta</i>
	<i>Alca torda</i>	<i>Anas americana</i>

<i>Anas bahamensis</i>	<i>Calidris alba</i>	<i>Emberiza pusilla</i>
<i>Anas carolinensis</i>	<i>Calidris alpina</i>	<i>Emberiza rustica</i>
<i>Anas clypeata</i>	<i>Calidris canutus</i>	<i>Emberiza schoeniclus</i>
<i>Anas crecca</i>	<i>Calidris ferruginea</i>	<i>Eremophila alpestris</i>
<i>Anas discors</i>	<i>Calidris melanotos</i>	<i>Erithacus rubecula</i>
<i>Anas penelope</i>	<i>Calidris minuta</i>	<i>Estrilda astrild</i>
<i>Anas platyrhynchos</i>	<i>Calidris temminckii</i>	<i>Estrilda melopoda</i>
<i>Anas querquedula</i>	<i>Calonectris diomedea</i>	<i>Estrilda troglodytes</i>
<i>Anas strepera</i>	<i>Caprimulgus europaeus</i>	<i>Euplectes afer</i>
<i>Anser albifrons</i>	<i>Caprimulgus ruficollis</i>	<i>Euplectes orix</i>
<i>Anser anser</i>	<i>Carduelis cannabina</i>	<i>Falco biarmicus</i>
<i>Anser brachyrhynchus</i>	<i>Carduelis carduelis</i>	<i>Falco cherrug</i>
<i>Anser caerulescens</i>	<i>Carduelis chloris</i>	<i>Falco columbarius</i>
<i>Anser cygnoides</i>	<i>Carduelis spinus</i>	<i>Falco eleonorae</i>
<i>Anser erythropus</i>	<i>Carpodacus erythrinus</i>	<i>Falco naumanni</i>
<i>Anser fabalis</i>	<i>Casmerodius albus</i>	<i>Falco peregrinus</i>
<i>Anser indicus</i>	<i>Catharacta skua</i>	<i>Falco subbuteo</i>
<i>Anthropoides virgo</i>	<i>Cercotrichas galactotes</i>	<i>Falco tinnunculus</i>
<i>Anthus campestris</i>	<i>Certhia brachydactyla</i>	<i>Falco vespertinus</i>
<i>Anthus cervinus</i>	<i>Cettia cetti</i>	<i>Ficedula albicollis</i>
<i>Anthus hodgsoni</i>	<i>Charadrius alexandrinus</i>	<i>Ficedula hypoleuca</i>
<i>Anthus petrosus</i>	<i>Charadrius dubius</i>	<i>Ficedula parva</i>
<i>Anthus pratensis</i>	<i>Charadrius hiaticula</i>	<i>Ficedula semitorquata</i>
<i>Anthus richardi</i>	<i>Charadrius morinellus</i>	<i>Fratercula arctica</i>
<i>Anthus spinoletta</i>	<i>Chauna torquata</i>	<i>Fringilla coelebs</i>
<i>Anthus trivialis</i>	<i>Chlidonias hybrida</i>	<i>Fringilla montifringilla</i>
<i>Apus affinis</i>	<i>Chlidonias leucopterus</i>	<i>Fulica americana</i>
<i>Apus apus</i>	<i>Chlidonias niger</i>	<i>Fulica atra</i>
<i>Apus caffer</i>	<i>Chloebia gouldiae</i>	<i>Fulica cristata</i>
<i>Apus melba</i>	<i>Ciconia ciconia</i>	<i>Fulmarus glacialis</i>
<i>Apus pallidus</i>	<i>Ciconia nigra</i>	<i>Galerida cristata</i>
<i>Aquila adalberti</i>	<i>Circaetus gallicus</i>	<i>Galerida theklae</i>
<i>Aquila chrysaetos</i>	<i>Circus aeruginosus</i>	<i>Gallinago gallinago</i>
<i>Aquila clanga</i>	<i>Circus cyaneus</i>	<i>Gallinago media</i>
<i>Aquila pomarina</i>	<i>Circus pygargus</i>	<i>Gallinula chloropus</i>
<i>Ara ararauna</i>	<i>Cisticola juncidis</i>	<i>Garrulus glandarius</i>
<i>Ara macao</i>	<i>Clamator glandarius</i>	<i>Gavia immer</i>
<i>Ara severa</i>	<i>Clangula hyemalis</i>	<i>Gavia stellata</i>
<i>Ardea cinerea</i>	<i>Coccythraustes</i>	<i>Geronticus eremita</i>
<i>Ardea purpurea</i>	<i>coccythraustes</i>	<i>Glareola pratincola</i>
<i>Ardeola ralloides</i>	<i>Columba oenas</i>	<i>Grus grus</i>
<i>Arenaria interpres</i>	<i>Columba palumbus</i>	<i>Gyps fulvus</i>
<i>Asio flammeus</i>	<i>Coracias garrulus</i>	<i>Gyps rueppellii</i>
<i>Asio otus</i>	<i>Corvus corax</i>	<i>Haematopus ostralegus</i>
<i>Athene noctua</i>	<i>Corvus frugileus</i>	<i>Haliaeetus albicilla</i>
<i>Aythya collaris</i>	<i>Corvus monedula</i>	<i>Hieraaetus fasciatus</i>
<i>Aythya ferina</i>	<i>Coturnix coturnix</i>	<i>Hieraaetus pennix</i>
<i>Aythya fuligula</i>	<i>Crex crex</i>	<i>Himantopus himantopus</i>
<i>Aythya marila</i>	<i>Cuculus canorus</i>	<i>Hippolais icterina</i>
<i>Aythya nyroca</i>	<i>Cursorius cursor</i>	<i>Hippolais pallida</i>
<i>Balearica regulorum</i>	<i>Cyanoliseus patagonus</i>	<i>Hippolais polyglotta</i>
<i>Bartramia longicauda</i>	<i>Cyanopica cyanus</i>	<i>Hirundo daurica</i>
<i>Botaurus stellaris</i>	<i>Cygnus atratus</i>	<i>Hirundo rustica</i>
<i>Branta bernicla</i>	<i>Cygnus columbianus</i>	<i>Hydrobates pelagicus</i>
<i>Branta canadensis</i>	<i>Cygnus olor</i>	<i>Ixobrychus minutus</i>
<i>Branta leucopsis</i>	<i>Delichon urbicum</i>	<i>Jynx torquilla</i>
<i>Branta ruficollis</i>	<i>Dendrocopos major</i>	<i>Lagonosticta senegala</i>
<i>Bubo bubo</i>	<i>Dendrocygna bicolor</i>	<i>Lanius meridionalis</i>
<i>Bubulcus ibis</i>	<i>Egretta garzetta</i>	<i>Lanius nubicus</i>
<i>Bucanetes githagineus</i>	<i>Egretta gularis</i>	<i>Lanius senator</i>
<i>Bucephala clangula</i>	<i>Elanus caeruleus</i>	<i>Larus argentatus</i>
<i>Burhinus oedicnemus</i>	<i>Emberiza aureola</i>	<i>Larus atricilla</i>
<i>Buteo buteo</i>	<i>Emberiza bruniceps</i>	<i>Larus audouinii</i>
<i>Buteo rufinus</i>	<i>Emberiza calandra</i>	<i>Larus cachinnans</i>
<i>Cairina moschata</i>	<i>Emberiza cia</i>	<i>Larus canus</i>
<i>Calandrella brachydactyla</i>	<i>Emberiza cirius</i>	<i>Larus cirrocephalus</i>
<i>Calandrella rufescens</i>	<i>Emberiza hortulana</i>	<i>Larus delawarensis</i>

<i>Larus fuscus</i>	<i>Passer hispaniolensis</i>	<i>Saxicola rubetra</i>
<i>Larus genei</i>	<i>Passer montanus</i>	<i>Saxicola torquatus</i>
<i>Larus glaucooides</i>	<i>Pelecanus onocrotalus</i>	<i>Scolopax rusticola</i>
<i>Larus hyperboreus</i>	<i>Pelecanus rufescens</i>	<i>Serinus serinus</i>
<i>Larus marinus</i>	<i>Pernis apivorus</i>	<i>Sitta europaea</i>
<i>Larus melanocephalus</i>	<i>Petronia petronia</i>	<i>Somateria mollissima</i>
<i>Larus minutus</i>	<i>Phalacrocorax carbo</i>	<i>Stercorarius parasiticus</i>
<i>Larus pipixcan</i>	<i>Phalaropus fulicarius</i>	<i>Stercorarius pomarinus</i>
<i>Larus ridibundus</i>	<i>Phalaropus lobatus</i>	<i>Sterna albifrons</i>
<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	<i>Phalaropus tricolor</i>	<i>Sterna bengalensis</i>
<i>Limicola falcinellus</i>	<i>Phasianus colchicus</i>	<i>Sterna caspia</i>
<i>Limnodromus griseus</i>	<i>Philomachus pugnax</i>	<i>Sterna dougallii</i>
<i>Limnodromus scolopaceus</i>	<i>Phoeniconaias minor</i>	<i>Sterna fuscata</i>
<i>Limosa lapponica</i>	<i>Phoenicopterus chilensis</i>	<i>Sterna hirundo</i>
<i>Limosa limosa</i>	<i>Phoenicopterus roseus</i>	<i>Sterna maxima</i>
<i>Locustella luscinioides</i>	<i>Phoenicurus ochrurus</i>	<i>Sterna nilotica</i>
<i>Locustella naevia</i>	<i>Phoenicurus phoenicurus</i>	<i>Sterna paradisaea</i>
<i>Loxia curvirostra</i>	<i>Phylloscopus bonelli</i>	<i>Sterna sandvicensis</i>
<i>Lullula arborea</i>	<i>Phylloscopus brehmii</i>	<i>Streptopelia decaocto</i>
<i>Luscinia megarhynchos</i>	<i>Phylloscopus collybita</i>	<i>Streptopelia orientalis</i>
<i>Luscinia svecica</i>	<i>Phylloscopus fuscatus</i>	<i>Streptopelia senegalensis</i>
<i>Lymnocyptes minimus</i>	<i>Phylloscopus inornatus</i>	<i>Streptopelia turtur</i>
<i>Marmaronetta angustirostris</i>	<i>Phylloscopus proregulus</i>	<i>Strix aluco</i>
<i>Melanitta fusca</i>	<i>Phylloscopus schwarzi</i>	<i>Sturnus roseus</i>
<i>Melanitta nigra</i>	<i>Phylloscopus sibilatrix</i>	<i>Sturnus unicolor</i>
<i>Melanitta perspicillata</i>	<i>Phylloscopus trochilus</i>	<i>Sturnus vulgaris</i>
<i>Melanocorypha calandra</i>	<i>Pica pica</i>	<i>Sylvia atricapilla</i>
<i>Melanocorypha leucoptera</i>	<i>Picus viridis</i>	<i>Sylvia borin</i>
<i>Melanocorypha yeltoniensis</i>	<i>Platalea alba</i>	<i>Sylvia cantillans</i>
<i>Melopsittacus undulatus</i>	<i>Platalea leucorodia</i>	<i>Sylvia communis</i>
<i>Mergus serrator</i>	<i>Plectrophenax nivalis</i>	<i>Sylvia conspicillata</i>
<i>Merops apiaster</i>	<i>Plegadis falcinellus</i>	<i>Sylvia curruca</i>
<i>Milvus migrans</i>	<i>Ploceus cucullatus</i>	<i>Sylvia hortensis</i>
<i>Milvus milvus</i>	<i>Pluvialis apricaria</i>	<i>Sylvia melanocephala</i>
<i>Monticola saxatilis</i>	<i>Pluvialis squatarola</i>	<i>Sylvia undata</i>
<i>Monticola solitarius</i>	<i>Podiceps auritus</i>	<i>Tachybaptus ruficollis</i>
<i>Morus bassanus</i>	<i>Podiceps cristatus</i>	<i>Tadorna cana</i>
<i>Motacilla alba</i>	<i>Podiceps nigricollis</i>	<i>Tadorna ferruginea</i>
<i>Motacilla cinerea</i>	<i>Poephila guttata</i>	<i>Tadorna tadorna</i>
<i>Motacilla flava</i>	<i>Porphyrio alleni</i>	<i>Tetrax tetrax</i>
<i>Muscicapa striata</i>	<i>Porphyrio porphyrio</i>	<i>Threskiornis aethiopicus</i>
<i>Myiopsitta monachus</i>	<i>Porzana carolina</i>	<i>Torgos tracheliotus</i>
<i>Nandayus nenday</i>	<i>Porzana parva</i>	<i>Tringa erythropus</i>
<i>Neophron percnopterus</i>	<i>Porzana porzana</i>	<i>Tringa flavipes</i>
<i>Netta rufina</i>	<i>Porzana pusilla</i>	<i>Tringa glareola</i>
<i>Numenius arquata</i>	<i>Prunella collaris</i>	<i>Tringa melanoleuca</i>
<i>Numenius phaeopus</i>	<i>Prunella modularis</i>	<i>Tringa nebularia</i>
<i>Numenius tenuirostris</i>	<i>Psittacula krameri</i>	<i>Tringa ochropus</i>
<i>Nycticorax nycticorax</i>	<i>Psittacus erithacus</i>	<i>Tringa solitaria</i>
<i>Oceanites oceanicus</i>	<i>Pterocles alchata</i>	<i>Tringa stagnatilis</i>
<i>Oceanodroma leucorhoa</i>	<i>Pterocles orientalis</i>	<i>Tringa totanus</i>
<i>Oenanthe hispanica</i>	<i>Ptyonoprogne rupestris</i>	<i>Troglodytes troglodytes</i>
<i>Oenanthe leucopyga</i>	<i>Puffinus gravis</i>	<i>Turdus iliacus</i>
<i>Oenanthe leucura</i>	<i>Puffinus griseus</i>	<i>Turdus merula</i>
<i>Oenanthe oenanthe</i>	<i>Puffinus mauretanicus</i>	<i>Turdus philomelos</i>
<i>Oriolus oriolus</i>	<i>Puffinus puffinus</i>	<i>Turdus pilaris</i>
<i>Otis tarda</i>	<i>Pyrrhocorax pyrrhocorax</i>	<i>Turdus torquatus</i>
<i>Otus scops</i>	<i>Pyrrhula pyrrhula</i>	<i>Turdus viscivorus</i>
<i>Oxyura jamaicensis</i>	<i>Quelea quelea</i>	<i>Turnix sylvaticus</i>
<i>Oxyura leucocephala</i>	<i>Rallus aquaticus</i>	<i>Tyto alba</i>
<i>Pagophila eburnea</i>	<i>Recurvirostra avosetta</i>	<i>Upupa epops</i>
<i>Pandion haliaetus</i>	<i>Regulus ignicapilla</i>	<i>Uria aalge</i>
<i>Parus caeruleus</i>	<i>Regulus regulus</i>	<i>Vanellus gregarius</i>
<i>Parus cristatus</i>	<i>Remiz pendulinus</i>	<i>Vanellus vanellus</i>
<i>Parus major</i>	<i>Riparia riparia</i>	<i>Xenus cinereus</i>
<i>Passer domesticus</i>	<i>Rissa tridactyla</i>	

Clase Mammalia (Mamíferos)

Total: 54

Referencias bibliográficas utilizadas para confeccionar las listas:

García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005).
Jiménez-Franco, F.J. (2001).
Rivilla, J.C.; Alís, S. (2001).
Rivilla, J.C.; Alís, S. (2002).
Rivilla, J.C.; Alís, S. (2003).
Rivilla, J.C.; Alís, S. (2005).
Valverde, J.A. (1960).

Referencias de apoyo (taxonomía, actualización de nomenclatura, etc.):

Blanco, J. C.; González J. L. (1992).
Blanco, J.C. (1998).
García-Perea, R.; Gisbert, J. (1997).
Proyecto Fauna Ibérica (2006).

Listado de organismos ordenados por orden alfabético:

<i>Apodemus sylvaticus</i>	<i>Globicephala melas</i>	<i>Mustela minuta</i>
<i>Arvicola sapidus</i>	<i>Grampus griseus</i>	<i>Mustela nivalis</i>
<i>Balaenoptera acutorostrata</i>	<i>Herpestes ichneumon</i>	<i>Mustela putorius</i>
<i>Balaenoptera edeni</i>	<i>Homo sapiens</i>	<i>Myotis myotis</i>
<i>Balaenoptera physalus</i>	<i>Kogia breviceps</i>	<i>Myotis oxygnathus</i>
<i>Camelus dromedarius</i>	<i>Kogia simus</i>	<i>Nyctalus sp.</i>
<i>Canis lupus</i>	<i>Lepus capensis</i>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>
<i>Cervus elaphus</i>	<i>Lepus granatensis</i>	<i>Phocoena phocoena</i>
<i>Crocidura russula</i>	<i>Lutra lutra</i>	<i>Physeter catodon</i>
<i>Crocidura suaveolens</i>	<i>Lynx pardina</i>	<i>Pipistrellus pipistrellus</i>
<i>Dama dama</i>	<i>Macaca sylvanus</i>	<i>Rattus norvegicus</i>
<i>Delphinus delphis</i>	<i>Meles meles</i>	<i>Rattus rattus</i>
<i>Eliomys lusitanicus</i>	<i>Mesoplodon densirostris</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>
<i>Eliomys quercinus</i>	<i>Mesoplodon europaeus</i>	<i>Stenella coeruleoalba</i>
<i>Eptesicus serotinus</i>	<i>Microtus duodecimcostatus</i>	<i>Suncus etruscus</i>
<i>Erinaceus europaeus</i>	<i>Miniopterus schreibersi</i>	<i>Sus scrofa</i>
<i>Felis silvestris</i>	<i>Mus domesticus</i>	<i>Tursiops truncatus</i>
<i>Genetta genetta</i>	<i>Mus spretus</i>	<i>Vulpes vulpes</i>

Bibliografía

- Aguesse, P. (1962) Quelques Odonates du Coto Doñana. Archivos del Instituto de Aclimatación, Almería (CSIC), 11: 9-2.
- AHE (2006) Asociación Herpetológica Española. Museo Nacional de Ciencias Naturales. www.herpetologica.com. Consulta realizada en junio de 2006
- Andrada, J. (1985) Guía de Campo de los Anfibios y Reptiles de la Península Ibérica. Omega.
- Anthos (2006) Sistema de información de las plantas de España. Real Jardín Botánico, CSIC – Fundación Biodiversidad. Recurso electrónico en www.anthos.es. Consulta realizada en mayo de 2006.
- Armegol, J. (1976) Crustáceos acuáticos del coto de Doñana. Oecología aquatica, 2: 93-97.
- Bernis, F.; De Juana, E.; Del Hoyo, J.; Fernández-Cruz, M.; Ferrer, X.; Sáez-Royuela, R.; Sargatal, J. (2003) Nombres en Castellano de las Aves del Mundo Recomendados por la Sociedad Española de Ornitología (Octava Parte: Orden Passeriformes, Familias Eurylaimidae a Rhinocryptidae). Ardeola 50: 103-110.
- Bernis, F.; De Juana, E.; Del Hoyo, J.; Fernández-Cruz, M.; Ferrer, X.; Sáez-Royuela, R.; Sargatal, J. (2002) Nombres en Castellano de las Aves del Mundo Recomendados por la Sociedad Española de Ornitología (Sétima Parte: Piciformes). Ardeola. 49: 121-125.
- Bernis, F.; De Juana, E.; Del Hoyo, J.; Fernández-Cruz, M.; Ferrer, X.; Sáez-Royuela, R.; Sargatal, J. (2001) Nombres en Castellano de las Aves del Mundo Recomendados por la Sociedad Española de Ornitología (Sexta Parte: Coliiformes, Trogoniformes y Coraciiformes). Ardeola 48: 107-110.
- Bernis, F.; De Juana, E.; Del Hoyo, J.; Fernández-Cruz, M.; Ferrer, X.; Sáez-Royuela, R.; Sargatal, J. (2000) Nombres en Castellano de las Aves del Mundo Recomendados por la Sociedad Española de Ornitología (Quinta Parte: Strigiformes, Caprimulgiformes y Apodiformes). Ardeola 47: 123-30.
- Bernis, F.; De Juana, E.; Del Hoyo, J.; Fernández-Cruz, M.; Ferrer, X.; Sáez-Royuela, R.; Sargatal, J. (1998) Nombres en Castellano de las Aves del Mundo Recomendados por la Sociedad Española de Ornitología (Cuarta Parte: Pteroclitiformes, Columbiformes, Psittaciformes y Cuculiformes). Ardeola 45: 87-96.
- Bernis, F.; De Juana, E.; Del Hoyo, J.; Fernández-Cruz, M.; Ferrer, X.; Sáez-Royuela, R.; Sargatal, J. (1996) Nombres en Castellano de las Aves del Mundo Recomendados por la Sociedad Española de Ornitología (Tercera Parte: Opisthocomiformes, Gruiformes y Charadriiformes). Ardeola 43: 231-238.
- Bernis, F.; De Juana, E.; Del Hoyo, J.; Fernández-Cruz, M.; Ferrer, X.; Sáez-Royuela, R.; Sargatal, J. (1994a) Nombres en Castellano de las Aves del Mundo Recomendados por la Sociedad Española de Ornitología (Segunda Parte: Falconiformes y Galliformes). Ardeola 41: 183-191.
- Bernis, F.; De Juana, E.; Del Hoyo, J.; Fernández-Cruz, M.; Ferrer, X.; Sáez-Royuela, R.; Sargatal, J. (1994b) Nombres en Castellano de las Aves del Mundo Recomendados por la Sociedad Española de Ornitología (Primera Parte: Struthioniformes - Anseriformes). Ardeola 41: 79-89.
- Bisby, F.A.; Roskov, Y.R. (2004) Species 2000 Baseline Documents: Standard Dataset, version 3.2 (December 2004). <http://annual.sp2000.org/2005/>. Consulta realizada en mayo-junio de 2006
- Blanco, J.C. (1998) Mamíferos de España. Insectívoros, Quirópteros, Primates y Carnívoros de la península Ibérica, Baleares y Canarias (I y II). Planeta.
- Blanco, J. C.; González J. L. (1992) Libro Rojo de los Vertebrados. Colección Técnica. ICONA.

- BOE 204 (2004) BOE 204 de 24/08/2004 Sec 3: 29743-29760: Resolución de 12 de julio de 2004, de la Secretaría General de Pesca Marítima (listado de denominaciones comerciales de especies pesqueras y de acuicultura admitidas en España).
- Cárdenas, A. M. (2003) Caracterización y Seguimiento de la Fauna de Coleópteros Edáficos del Corredor Verde (Cuenca del Río Guadiamar). En: Ciencia y Restauración del Río Guadiamar. Junta de Andalucía. Programa de Investigación del Corredor Verde del Guadiamar. Consejería de Medio Ambiente. 406-414.
- Cárdenas-Talaverón, A.M.; Hidalgo Martínez, J.M.; Barranco Vega, P.; Gallardo de la Torre, P.; León López, S. (2002) Inventariación de la Fauna Entomológica del Parque Nacional de Doñana: I.- Coleópteros Edáficos y Ortópteros.
- Crespo, A. (1979) Vegetación de Líquenes Epífitos Mediterráneo Ibero-Atlánticos (*Pseudoparmelion soledantis* al. nova). Documents phytosociologiques, 4:177-186.
- Díaz-Paniagua, C.; Gómez, C.; Portheault, A.; Aronsen A.; de Vries, W. (2005) Los Anfibios de Doñana. Ministerio de Medio Ambiente. Organismo Autónomo Parques Nacionales.
- Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (2004) Estación Biológica de Doñana. Consejo Superior de Investigaciones Científicas (CSIC). Anuario Ornitológico de Doñana Nº 1. Septiembre 1999 - agosto 2001. Ilmo. Ayto. de Almonte. Área de Cultura. Cuadernos de Almonte.
- Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales (2000) Estación Biológica de Doñana. Consejo Superior de Investigaciones Científicas (CSIC). Prontuario de las Aves de Doñana. Anuario Ornitológico de Doñana Nº 0. Diciembre 2000. Ilmo. Ayto. de Almonte. Área de Cultura. Cuadernos de Almonte.
- Fernández-Delgado, C.; Drake, P.; Arias, A. M.; García, D. (2000) Peces de Doñana y su Entorno. Ministerio de Medio Ambiente. Organismo Autónomo Parques Nacionales.
- Fernández-Haeger, J.; Luque, G., Reyes, J.; Jordano, D. (2003) Caracterización de las Comunidades de Mariposas de la Cuenca del Río Guadiamar. En: Ciencia y Restauración del Río Guadiamar. Junta de Andalucía. Programa de Investigación del Corredor Verde del Guadiamar. Consejería de Medio Ambiente. 396-405.
- Galindo, M.D.; Mata, A.J.; Mazuelos, N.; Serrano, L. (1994) Microcrustacean and Rotifer Diversity and Richness Related to Water Temporality in Dune Pond of the Doñana National Park (SW Spain). Verh. Internat. Verein. Limnol. 25: 1350-1356.
- García-Novo, F; Marín-Cabrera, C. (2005) Doñana: Agua y Biosfera. Cap. 7: La Biodiversidad en Doñana. Listado de Especies de Doñana. Doñana 2005, Confederación Hidrográfica del Guadalquivir y Ministerio de Medio Ambiente.
- García-Perea, R.; Gisbert, J. (1997) Lista Patrón de los Mamíferos de la Península Ibérica, Islas baleares y Canarias. Galemys Vol. 9, nº especial. SECEM.
- Guerra, J.; Cano, M.J.; Gallego, M.T.; Ros, R.M. (2003) Avance sobre las Comunidades de Briófitos en la Cuenca del Río. En: Ciencia y Restauración del Río Guadiamar. Junta de Andalucía. Programa de Investigación del Corredor Verde del Guadiamar. Consejería de Medio Ambiente. 370-377.
- Heinzel, H.; Fitter, R.; Parslow, J. (1981) Manual de las Aves de España y de Europa. Omega.
- Hernández Gallego, Y.; Muñoz Reinoso, J.C. (1997) Comunidades de Líquenes Psammofilos de Doñana. En: "V Jornadas Asociación Española de Ecología Terrestre".
- Jiménez, D. (1989) Nemátodos acuáticos del Parque Nacional de Doñana. Oxyura 5(1): 83-91.

- Jiménez-Franco, F.J. (2001) Informe sobre el Seguimiento de los Varamientos de Cetáceos y Quelonios en la Playa del Parque Nacional de Doñana Anteriores a 2000. En: Memoria Anual de Actividades y Resultados 2001 del Parque Nacional de Doñana. Ministerio de Medio Ambiente. Organismo Autónomo Parques Nacionales y EBD (CSIC).
- Junta de Andalucía (2005). Estudio Previo para la Delimitación de una Reserva de Pesca en la Desembocadura del Guadalquivir. Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura y Pesca.
- Llamas Frade, B.; Terrón Alfonso, A. (2004) Hongos de Doñana. Ministerio de Medio Ambiente. Organismo Autónomo Parques Nacionales.
- Marazanof, F. (1967) Ostracodes, cladocères, hétéroptères et hydracariens nouveaux pour les Marismas du Guadalquivir (Andalucía): données écologiques. *Annales de Limnologie*, 3(1): 47-64.
- Marazanof, F. (1966) Mollusques aquatiques des Marismas du Guadalquivir: données écologiques et biogéographiques. *Annales de Limnologie*, 2(3): 477-489.
- Millán, A.; Hernando, C.; Aguilera, P.; Castro, A.; Ribera, I. (2005) Los Coleópteros Acuáticos y Semiacuáticos de Doñana: Reconocimiento de su Biodiversidad y Prioridades de Conservación. *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa*, 36: 157-164.
- Ministerio de Medio Ambiente (2001) Informe sobre la Eliminación de Especies Exóticas en el Parque Nacional de Doñana. En: Memoria Anual de Actividades y Resultados 2001 del Parque Nacional de Doñana. Ministerio de Medio Ambiente. Organismo Autónomo Parques Nacionales y EBD (CSIC).
- Ontiveros, D.; Fernández-Cardenete, J.R.; Pleguezuelos, J.M. (2003) Caracterización, Restauración y Conservación de las Comunidades de Animales de la Cuenca del Río Guadiamar: Seguimiento del Proceso de Recolonización de Aves y Reptiles. En: Ciencia y Restauración del Río Guadiamar. Junta de Andalucía. Programa de Investigación del Corredor Verde del Guadiamar. Consejería de Medio Ambiente. 416-424.
- Ortega, A. (2003) Estudio de la Micoflora (Hogos Superiores) de la Cuenca del Guadiamar. En: Ciencia y Restauración del Río Guadiamar. Junta de Andalucía. Programa de Investigación del Corredor Verde del Guadiamar. Consejería de Medio Ambiente. 340-350.
- Pando, F. (2000). Bases de datos en línea de las colecciones de criptógamas del Herbario MA. <http://www.rjb.csic.es/herbario/crypto/crydbe.htm>. Consulta realizada en mayo-junio de 2006.
- Reyes, J.; Luque, G., Fernández-Haeger, J.; Jordano, D. (2003) Caracterización de las Comunidades de Hormigas de la Cuenca del Río Guadiamar. En: Ciencia y Restauración del Río Guadiamar. Junta de Andalucía. Programa de Investigación del Corredor Verde del Guadiamar. Consejería de Medio Ambiente. 386-395.
- Serrano, L.; Fahd, K. (2005) Zooplankton Communities Across a Hydroperiod Gradient of Temporary Ponds in the Donana National Park (SW Spain). *Wetlands*. 25(1): 101-111.
- Valverde, J.A. (1960) Edición facsímil de: Vertebrados de las Marismas del Guadalquivir (editado en 1960 por los Archivos del Instituto de Aclimatación, CSIC, Patronato Alonso Herrera, Volumen IX). En: Ministerio de Medio Ambiente. Organismo Autónomo Parques Nacionales (2003).
- Proyecto Fauna Ibérica (2006) Museo Nacional de Ciencias Naturales (CSIC). www.fauna-iberica.mncn.csic.es. Consulta realizada en mayo-junio de 2006.
- Rivilla, J.C.; Alís, S. (2005) Control de los Varamientos de Cetáceos y Quelonios Marinos en el Litoral de Doñana. Memoria año 2005. GRAMPUS - SECEM.
- Rivilla, J.C.; Alís, S. (2003) Seguimiento de los Varamientos de Cetáceos y Quelonios Marinos en el Litoral de Doñana. Memoria año 2003. GRAMPUS - SECEM.

- Rivilla, J.C.; Alís, S. (2002) Seguimiento de los Varamientos de Cetáceos y Quelonios Marinos en el Litoral de Doñana. Memoria año 2002. GRAMPUS - SECEM.
- Rivilla, J.C.; Alís, S. (2001) Seguimiento de los Varamientos de Cetáceos y Quelonios Marinos en el Litoral de Doñana. Memoria año 2001. GRAMPUS - SECEM.

Anexo

Listado global de organismos ordenados por orden alfabético:

A continuación se reúnen en un solo listado todos los seres vivos de este informe. En la primera columna aparecen los nombres científicos con los que se han elaborado cada una de las listas por *phylum*. En las columnas segunda y tercera se dan algunos de los sinónimos con que se citan en las fuentes documentales consultadas. En la penúltima columna se hace una ligera orientación del grupo taxonómico donde se ubica cada organismo, poniéndose entre paréntesis el correspondiente *phylum*. En la última se indica la página de este informe, en la que aparece encuadrado en dicho grupo.

ESPECIE (nombre científico-1)	ESPECIE (nombre científico-2)	ESPECIE (nombre científico-3)	Grupo	Pág.
<i>Acacia longifolia</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Acacia melanoxylon</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Acanthocardia aculeata</i>	<i>Acanthocardium aculeata</i>		Molusco (Mollusca)	21
<i>Acanthocardia echinata</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Acanthocardia paucicostata</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Acanthocardia tuberculata</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Acanthocyclops americanus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Acanthocyclops kieferi</i>	<i>Acanthocyclops cf kieferi</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Acanthocyclops robustus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Acanthocyclops sp.</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Acanthocyclops venustus</i>	<i>Acanthocyclops cf venustus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Acanthocyclops vernalis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Acanthocyclops viridis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Acanthodactylus erythrurus</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Accipiter gentilis</i>	<i>Falco gentilis</i>	<i>Astur atricapillus</i>	Ave (Chordata)	30
<i>Accipiter nisus</i>	<i>Falco nisus</i>	<i>Nisus communis</i>	Ave (Chordata)	30
<i>Achillea ageratum</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Achnanthes brevipens</i>	<i>Achnanthes aff brevipens</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Achnanthes exiga</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Achnanthes inflata</i>	<i>Achnanthes aff inflata</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Achnanthes lanceolata</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Achnanthes minutissima</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Achnanthes ploensis</i>	<i>Achnanthes aff ploensis</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Achnanthes. hungarica</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Acilius duvergeri</i>	<i>Homoeolytrus duvergeri</i>		Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Acinipe comptei</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Acipenser sturio</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Acridotheres tristis</i>			Ave (Chordata)	30
<i>Acrocephalus agricola</i>			Ave (Chordata)	30
<i>Acrocephalus arundinaceus</i>	<i>Turdus arundinaceus</i>		Ave (Chordata)	30
<i>Acrocephalus dumetorum</i>			Ave (Chordata)	30
<i>Acrocephalus paludicola</i>	<i>Sylvia paludicola</i>		Ave (Chordata)	30
<i>Acrocephalus palustris</i>	<i>Sylvia palustris</i>		Ave (Chordata)	30
<i>Acrocephalus schoenobaenus</i>			Ave (Chordata)	30
<i>Acrocephalus scirpaceus</i>	<i>Turdus scirpaceus</i>		Ave (Chordata)	30
<i>Acroperus harpae</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Acrotylus insubricus</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Acrotylus patruelis</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Actinastrum hantzschii</i>			Alga (Cyanobact.)	6

<i>Actitis hypoleucos</i>	<i>Tringa hypoleucos</i>	<i>Tringa hypoleuca</i>	Ave (Chordata)	30
<i>Adenocarpus aureus</i>	<i>Adenocarpus complicatus aureus</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Adiantum capillus-veneris</i>			Helecho (Pterid.)	13
<i>Aegithalos caudatus</i>	<i>Parus caudatus</i>	<i>Acredula caudata</i>	Ave (Chordata)	30
<i>Aegyptius monachus</i>	<i>Vultur monachus</i>	<i>Vultur cinereus</i>	Ave (Chordata)	30
<i>Aeluropus littoralis</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Aeschna mixta</i>			Odonato (Arthrop.)	24
<i>Aetheorhiza bulbosa</i>	<i>Crepis bulbosa</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Aetheorhiza bulbosa bulbosa</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Agabus bipustulatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Agabus brunneus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Agabus conspersus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Agabus didymus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Agabus nebulosus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Agapornis fischeri</i>			Ave (Chordata)	30
<i>Agaricus arvensis</i>	<i>Agaricus osecanus</i>	<i>Agaricus parkensis</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Agaricus bitorquis</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Agaricus campestris</i>	<i>Agaricus campester</i>	<i>Psalliota campestris</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Agaricus gennadii</i>	<i>Agaricus cellaris</i>	<i>Clarkeinda gennadii</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Agaricus heinemannianus</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Agaricus impudicus</i>	<i>Psalliota impudica</i>	<i>Agaricus variegans</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Agaricus litoralis</i>	<i>Agaricus maskae</i>	<i>Agaricus spissicaulis</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Agaricus lutous</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Agaricus porphyrhizon</i>	<i>Psalliota purpurascens</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Agaricus sylvicola</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Agaricus xanthodermus</i>	<i>Agaricus xanthoderma</i>	<i>Pratella cretacea</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Agaricus xanthodermus lepiotoides</i>	<i>Agaricus xanthoderma lepiotoides</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Agave americana</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Agonum lugens</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Agonum marginatum</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Agrocybe aegerita</i>	<i>Agrocybe cylindrica</i>	<i>Agrocybe cylindracea</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Agrocybe pediades</i>	<i>Agrocybe arenaria</i>	<i>Agrocybe semiorbicularis</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Agrostis castellana</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Agrostis delicatula</i>	<i>Agrostis truncatula</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Agrostis pourretii</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Agrostis reuteri</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Agrostis stolonifera</i>	<i>Agrostis maritima</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Agrostis tenerrima</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Ailanthus altissima</i>	<i>Ailanthus glandulosa</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Aiolopus strepens</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Aiolopus thalassinus</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Aira cupaniana</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Airopsis tenella</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Akis granulifera</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Alauda arvensis</i>			Ave (Chordata)	30
<i>Alca torda</i>	<i>Alca minor</i>		Ave (Chordata)	30
<i>Alcedo atthis</i>	<i>Gracula atthis</i>	<i>Alcedo ispida</i>	Ave (Chordata)	30
<i>Alectoris rufa</i>	<i>Tetrao rufus</i>	<i>Perdix rubra</i>	Ave (Chordata)	30
<i>Alisma lanceolatum</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Alisma plantago-aquatica</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Alle alle</i>	<i>Plautus alle</i>	<i>Alca alle</i>	Ave (Chordata)	30
<i>Allium ampeloprasum</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Allium chamaemoly</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Allium pallens</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Allium pallens pallens</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Allium paniculatum</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Allium paniculatum paniculatum</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Alloteuthis media</i>			Molusco (Mollusca)	21

<i>Alloteuthis subulata</i>		Molusco (Mollusca)	21
<i>Alona affinis</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Alona azorica</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Alona costata</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Alona iberica</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Alona nana</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Alona quadrangularis</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Alona rectangula</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Alona salina</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Alona sp.</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Alona tenuicaudis</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Alonella excisa</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Alonella nana</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Alopochen aegyptiaca</i>	<i>Alopochen aegyptiacus</i>	Ave (Chordata)	30
<i>Alosa alosa</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Alosa fallax</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Alpheus glaber</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Althaea officinalis</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Althenia orientalis</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Alytes cisternasii</i>	<i>Ammoryctis cisternasii</i>	Anfibio (Chordata)	29
<i>Amadina fasciata</i>		Ave (Chordata)	30
<i>Amandava amandava</i>		Ave (Chordata)	30
<i>Amanita boudieri</i>	<i>Amanita baccata</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Amanita citrina</i>	<i>Amanita mappa</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Amanita curtipes</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Amanita gemmata</i>	<i>Amanita junquillea</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Amanita mairei</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Amanita muscaria</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Amanita rubescens</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Amanita separata</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Amanita verna</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Amara aenea</i>		Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Amaranthus blitoides</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Amaranthus deflexus</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Amazona aestiva</i>		Ave (Chordata)	30
<i>Ammodytes tobianus</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Ammoides pusilla</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Ammophila arenaria</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Ammophila arundinacea</i>	<i>Ammophila arenaria arundinacea</i>	Flora (Angiosp.)	14
<i>Amphidinium sp.</i>	<i>Amphidimium sp.</i>	Alga (Dinophyta)	7
<i>Amphiprora alata</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Amphora coffeaiformis</i>	<i>Amphora aff coffeaiformis</i>	Alga (Bacillar.)	4
<i>Amphora commutata</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Amphora ovalis</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Amphora ovalis pediculus</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Amphora veneta</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Anabaena aphanizomenoides</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Anabaena recta</i>	<i>Anabaena aff recta</i>	Alga (Cyanobact.)	6
<i>Anabaena scheremetievi</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Anabaena spiroides</i>	<i>Anabaena aff spiroides</i>	Alga (Cyanobact.)	6
<i>Anabaena torulosa</i>	<i>Anabaena aff torulosa</i>	Alga (Cyanobact.)	6
<i>Anabaenopsis circularis</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Anabaenopsis tanganyikae</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Anacaena bipustulata</i>		Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Anacaena globulus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Anacaena lutescens</i>		Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Anacridium aegyptium</i>		Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Anacyclus clavatus</i>		Flora (Angiosp.)	14

<i>Anacyclus radiatus</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anadara corbuloides</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Anadara diluvii</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Anagallis arvensis</i>	<i>Anagallis foemina</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Anagallis crassifolia</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anagallis monelli</i>	<i>Anagallis linifolia</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Anagallis tenella</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anagyris foetida</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anas acuta</i>	<i>Dafila acuta</i>		Ave (Chordata)	30
<i>Anas americana</i>	<i>Mareca americana</i>		Ave (Chordata)	30
<i>Anas bahamensis</i>	<i>Paecilonetta bahamensis</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Anas carolinensis</i>	<i>Anas crecca carolinensis</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Anas clypeata</i>	<i>Spatula clypeata</i>	<i>Anas spathula</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Anas crecca</i>	<i>Querquedula crecca</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Anas discors</i>	<i>Spatula discors</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Anas penelope</i>	<i>Mareca penelope</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Anas platyrhynchos</i>	<i>Anas platyrhynchos</i>	<i>Anas boschas</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Anas querquedula</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Anas strepera</i>	<i>Mareca strepera</i>	<i>Chaulelasmus streperus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Anchistetudinella sp.</i>			(Rotifera)	22
<i>Anchusa azurea</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anchusa calcarea</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anchusa italica</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Ancylus fluviatilis</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Andryala arenaria</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Andryala integrifolia</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anemone palmata</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Angoleus crenatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Angoleus nitidus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Anguilla anguilla</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Anisonema acinus</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Anisus spirorbis</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Ankistrodesmus falcatus</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Ankistrodesmus gracilis</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Ankistrodesmus hantzschii</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Anogramma leptophylla</i>			Helecho (Pterid.)	13
<i>Anomia ephippium</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Anomoeoneis vitrea</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Anser albifrons</i>	<i>Branta albifrons</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Anser anser</i>	<i>Anas anser</i>	<i>Anser cinereus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Anser brachyrhynchus</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Anser caerulescens</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Anser cygnoides</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Anser erythropus</i>	<i>Anas erythropus</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Anser fabalis</i>	<i>Anas fabalis</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Anser indicus</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Anthemis arvensis</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anthemis cotula</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anthemis maritima</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anthoceros caucasicus</i>			(Anthocerotophyta)	12
<i>Anthoxanthum aristatum</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anthoxanthum aristatum macranthum</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anthoxanthum odoratum</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anthoxanthum ovatum</i>	<i>Anthoxanthum odoratum ovatum</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Anthoxanthum ovatum exertum</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anthracobia maurilabra</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Anthriscus caucalis</i>			Flora (Angiosp.)	14

<i>Anthropoides virgo</i>	<i>Grus virgo</i>	<i>Ardea virgo</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Anthus campestris</i>	<i>Alauda campestris</i>	<i>Anthus rufescens</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Anthus cervinus</i>	<i>Motacilla cervina</i>	<i>Anthus rufogularis</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Anthus hodgsoni</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Anthus petrosus</i>	<i>Anthus petrosa</i>	<i>Anthus spinoletta petrosus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Anthus pratensis</i>	<i>Alauda pratensis</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Anthus richardi</i>	<i>Anthus novaeseelandiae</i>	<i>Anthus cinnamomeus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Anthus spinoletta</i>	<i>Alauda spinoletta</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Anthus trivialis</i>	<i>Alauda trivialis</i>	<i>Anthus arboreus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Anthyllis hamosa</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Antirrhinum majus</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Anuraeopsis fissa</i>	<i>Anuraeopsis cf fissa</i>		(Rotifera)	22
<i>Aphaenogaster gibbosa</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Aphaenogaster senilis</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Aphanes microcarpa</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Aphanius baeticus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Aphanius sp.</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Aphanocapsa clathrata</i>	<i>Aphanocapsa aff clathrata</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Aphanocapsa elachista</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Aphanocapsa holsatica</i>	<i>Aphanocapsa aff holsatica</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Aphanothece clathrata</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Aphia minuta</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Aphia minuta mediterranea</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Aphodius baraudi</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius castaneus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius cognatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius dentatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius erraticus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius fimetarius</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius foetidus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius ghardimaouensis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius granarius</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius haemorrhoidalis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius hydrochaeris</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius immundus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius lineolatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius lividus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius merdarius</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius striatulus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius sturmi</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius tersus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius tingens</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius unicolor</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius villarreali</i>			Coleóp. (Arthrop.)	25
<i>Aphodius vitellinus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Apiocystis brauniana</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Apium inundatum</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Apium nodiflorum</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Aplysia depilans</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Apodemus sylvaticus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Aporrhais pespelicani</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Apotomus rufithorax</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Apus affinis</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Apus apus</i>	<i>Hirundo apus</i>	<i>Cypselus murarius</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Apus caffer</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Apus melba</i>	<i>Tachymarptis melba</i>	<i>Hirundo melba</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Apus pallidus</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Aquatides aquaticus</i>			(Nematoda)	20

<i>Aquila adalberti</i>	<i>Aquila heliaca adalberti</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Aquila chrysaetos</i>	<i>Aquila chrysaetus</i>	<i>Aquila fulva</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Aquila clanga</i>	<i>Aquila maculata</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Aquila pomarina</i>	<i>Aquila naevia</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Ara ararauna</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Ara macao</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Ara severa</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Arabidopsis thaliana</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Arbutus unedo</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Arctodiaptomus salinus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Arctodiaptomus wierzejskii</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Arctotheca calendula</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Ardea cinerea</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Ardea purpurea</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Ardeola ralloides</i>	<i>Ardea ralloides</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Arenaria algarbiensis</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Arenaria cerastioides</i>	<i>Arenaria spathulata</i>	<i>Arenaria hispanica</i>	Flora (Angiosp.)	14
<i>Arenaria emarginata</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Arenaria interpres</i>	<i>Tringa interpres</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Arenaria leptoclados</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Arenaria purpurascens</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Arenaria serpyllifolia</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Argynnis paphia</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Argyrosomus regius</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Aricia cramera</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Arisarum simorrhinum</i>	<i>Arisarum vulgare</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Aristolochia baetica</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Aristolochia paucinervis</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Armeria gaditana</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Armeria maritima</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Armeria pubigera</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Armeria pungens</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Armeria velutina</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Armeria welwitschii</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Armillaria mellea</i>	<i>Armillariella mellea</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Arnoglossus imperialis</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Arnoglossus laterna</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Arnoglossus sp.</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Arnoglossus thori</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Arrenurus sp.</i>			Hidracn. (Arthrop.)	28
<i>Arrhenatherum album</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Arrhenatherum elatius bulbosum</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Artemisia caerulescens</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Artemisia caerulescens caerulescens</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Artemisia caerulescens gallica</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Artemisia crithmifolia</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	<i>Arthrocnemum glaucum</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Arum italicum</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Arundo donax</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Arundo isiacca</i>	<i>Phragmites australis altissima</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Arundo plinii</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Arvicola sapidus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Ascolobus furfuraceus</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Ascomorpha saltans</i>	<i>Ascomorpha cf saltans</i>		(Rotífera)	22
<i>Asellus coxalis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Asio flammeus</i>	<i>Strix flammea</i>	<i>Asio accipitrinus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Asio otus</i>	<i>Strix otus</i>	<i>Otus vulgaris</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Asparagus acutifolius</i>			Flora (Angiosp.)	14

<i>Asparagus albus</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Asparagus aphyllus</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Asparagus arborescens</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Asphodelus aestivus</i>	<i>Asphodelus microcarpus</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Asphodelus ramosus</i>	<i>Asphodelus cerasiferus</i>		Flora (Angiosp.)	14
<i>Aspitrigla obscura</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Asplanchna brightwelli</i>			(Rotífera)	22
<i>Asplanchna sp.</i>			(Rotífera)	22
<i>Asplanchnopus multiiceps</i>			(Rotífera)	22
<i>Aster squamatus</i>			Flora (Angiosp.)	14
<i>Aster tripolium</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Asterionella formosa</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Asteriscus aquaticus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Asterolinon linum-stellatum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Astraeus hygrometricus</i>	<i>Geastrum lilacinum</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Astragalus hamosus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Astragalus lusitanicus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Astropecten aranciatus</i>			(Echinodermata)	21
<i>Astropecten irregularis</i>			(Echinodermata)	21
<i>Atelecyclus undecimdentatus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Athene noctua</i>	<i>Strix noctua</i>	<i>Noctua minor</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Atherina boyeri</i>	<i>Hepsetia boyeri</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Atriplex halimus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Atriplex patula</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Atriplex patula angustifolia</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Attheyella crassa</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Attheyella trispinosa</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Augyles littorimus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Aulacothebius exaratus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Auricularia auricula-judae</i>	<i>Hirneola auricula-judae</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Auriculariopsis ampla</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Avellinia michelii</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Avena barbata</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Avena barbata</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Avena byzantina</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Avena longiglumis</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Avena sativa</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Aythya collaris</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Aythya ferina</i>	<i>Aristonetta ferina</i>	<i>Nyroca ferina</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Aythya fuligula</i>	<i>Anas fuligula</i>	<i>Fuligula cristata</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Aythya marila</i>	<i>Anas marila</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Aythya nyroca</i>	<i>Anas nyroca</i>	<i>Nyroca nyroca</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Bacillaria paxillifer</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Baeospora myosura</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Bagous sp.1</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Bagous sp.2</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Balaenoptera acutorostrata</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Balaenoptera edeni</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Balaenoptera physalus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Baldellia ranunculoides</i>	<i>Echinodorus ranunculoides</i>	<i>Alisma ranunculoides</i>	Flora (Angiosp.)	15
<i>Balearica regulorum</i>	<i>Balearica pavonina regulorum</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Balistes carolinensis</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Barbula convoluta</i>			Musgo (Bryoph.)	11
<i>Barbus sclateri</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Bartramia longicauda</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Beauchampiella eudactylota</i>			(Rotífera)	22
<i>Bellardia trixago</i>	<i>Trixago apula</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Bellis annua</i>			Flora (Angiosp.)	15

<i>Bellis annua annua</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Belone belone</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Berosus affinis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Berosus guttalis</i>	<i>Enoplurus guttalis</i>	Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Berosus hispanicus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Berosus signaticollis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Berula erecta</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Beta macrocarpa</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Beta maritima</i>	<i>Beta vulgaris maritima</i>	Flora (Angiosp.)	15
<i>Beta vulgaris</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Bidessus goudotii</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Bituminaria bituminosa</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Bjerkandera adusta</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Blackstonia perfoliata</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Blanus cinereus</i>		Reptil (Chordata)	30
<i>Blaps waltli</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Blennius sp.</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Bolbitius vitellinus</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Boletus queletii</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Boops boops</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Bosmina longirostris</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Botaurus stellaris</i>	<i>Ardea stellaris</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Bothus podas</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Botryococcus braunii</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Bovista aestivalis</i>	<i>Bovista poymorpha</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Brachinus humeralis</i>	<i>Cnecostolus humeralis</i>	Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Brachinus scolepta</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Brachionus angularis</i>		(Rotífera)	22
<i>Brachionus bidentata</i>		(Rotífera)	22
<i>Brachionus budapestinensis</i>		(Rotífera)	22
<i>Brachionus calyciflorus</i>		(Rotífera)	22
<i>Brachionus falcatus</i>		(Rotífera)	22
<i>Brachionus leydigy</i>		(Rotífera)	22
<i>Brachionus novaezelandiae</i>	<i>Brachionus novae-zelandiae</i>	(Rotífera)	22
<i>Brachionus patulus</i>		(Rotífera)	22
<i>Brachionus plicatilis</i>		(Rotífera)	22
<i>Brachionus quadridentatus</i>		(Rotífera)	22
<i>Brachionus urceolaris</i>		(Rotífera)	22
<i>Brachionus variabilis</i>		(Rotífera)	22
<i>Brachypodium distachyon</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Brachypodium phoenicoides</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Brachypodium retusum</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Brachypodium sylvaticum</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Branchipus cortesi</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Branchipus schaefferi</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Branta bernicla</i>	<i>Anas bernicla</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Branta canadensis</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Branta leucopsis</i>	<i>Anas leucopsis</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Branta ruficollis</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Brassica barrelieri</i>	<i>Brassica sabularia</i>	Flora (Angiosp.)	15
<i>Brassica fruticulosa</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Brassica nigra</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Brassica oxyrrhina</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Brassica tournefortii</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Brevitobilus stefanskii</i>		(Nematoda)	20
<i>Briza maxima</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Briza minor</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Bromus diandrus</i>		Flora (Angiosp.)	15

<i>Bromus hordeaceus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Bromus lanceolatus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Bromus matritensis</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Bromus maximus</i>	<i>Bromus rigidus</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Bromus rubens</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Bryocamptus minutus</i>	<i>Bryocamptus cf minutus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Bryocamptus pigmaeus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Bryonia dioica</i>	<i>Bryonia cretica dioica</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Bubas bison</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Bubas bubalus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Bubo bubo</i>	<i>Strix bubo</i>	<i>Bubo ignavus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Bubulcus ibis</i>	<i>Ardeola ibis</i>	<i>Ardea ibis</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Bucanetes githagineus</i>	<i>Rhodopechys githaginea</i>	<i>Fringilla githaginea</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Bucephala clangula</i>	<i>Anas clangula</i>	<i>Clangula glaucion</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Bufo bufo</i>			Anfibio (Chordata)	29
<i>Bufo calamita</i>			Anfibio (Chordata)	29
<i>Buglossidium luteum</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Bulinus contortus</i>	<i>Bulinus truncatus contortus</i>		Molusco (Mollusca)	21
<i>Bupleurum semicompositum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Burhinus oedicephalus</i>	<i>Charadrius oedicephalus</i>	<i>Oedicephalus scolopax</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Buteo buteo</i>	<i>Falco buteo</i>	<i>Buteo vulgaris</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Buteo rufinus</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Byssomerulius corium</i>	<i>Merulioopsis corium</i>	<i>Merulius papyrinus</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Caccobius schreberi</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Cachrys sicula</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cacyreus marshalli</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Cairina moschata</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Cakile maritima</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cakile maritima</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Calandrella brachydactyla</i>	<i>Calandrella cinerea brachydactyla</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Calandrella rufescens</i>	<i>Alauda rufescens</i>	<i>Calandrella minor</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Calathus ambiguus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Calathus granatensis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Calendula arvensis</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Calephorus compressicornis</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Calicnemis latreillei</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Calidris alba</i>	<i>Crocethia alba</i>	<i>Tryngra alba</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Calidris alpina</i>	<i>Tringa alpina</i>	<i>Pelidna cinclus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Calidris canutus</i>	<i>Tringa canutus</i>	<i>Canutus islandicus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Calidris ferruginea</i>	<i>Calidris testacea</i>	<i>Scolopax testacea</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Calidris melanotos</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Calidris minuta</i>	<i>Tringa minuta</i>	<i>Erolia minuta</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Calidris temminckii</i>	<i>Erolia temminckii</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Callionymus maculatus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Callionymus pusillus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Callionymus reticulatus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Callionymus sp.</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Calliptamus barbarus</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Callitriche brutia</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Callitriche lusitanica</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Callitriche palustris</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Callitriche platycarpa</i>	<i>Callitriche obtusangula</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Callitriche stagnalis</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Callitriche truncata occidentalis</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Callophrys rubi</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Calluna vulgaris</i>	<i>Erica vulgaris</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Calocera cornea</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Calonectris diomedea</i>	<i>Procellaria diomedea</i>	<i>Puffinus diomedea</i>	Ave (Chordata)	31

<i>Caloneis amphisbaena</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Caloneis ladogensis</i>	<i>Caloneis aff ladogensis</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Caloneis noricus</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Caloneis permagna</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Caloneis silicula</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Calvatia cyathiformis</i>	<i>Calvatia fragilis</i>	<i>Calvatia lilacina</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Calyptraea chinensis</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Calystegia sepium</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Calystegia soldanella</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Camelus dromedarius</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Campanula erinus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Campanula lusitanica</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Camponotus cruentatus</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Camponotus fallax</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Camponotus lateralis</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Camponotus pilicornis</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Camponotus sicheli</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Camponotus sylvaticus</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Camponotus truncatus</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Campylodiscus clypeus</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Candona neglecta</i>	<i>Candona cf neglecta</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Candona sp.</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Canis lupus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Canoparmelia cruzalsina</i>			Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Canthocamptus staphylinus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Canthydrus diophthalmus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Capnophyllum peregrinum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Caprimulgus europaeus</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Caprimulgus ruficollis</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Capsella bursa-pastoris</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Capsella rubella</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Caranx rhonchus</i>	<i>Decapterus rhonchus</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Carassius auratus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Carcharodus alceae</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Cardamine hirsuta</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cardiocondyla batesii</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Carduelis cannabina</i>	<i>Acanthis cannabina</i>	<i>Fringilla cannabina</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Carduelis carduelis</i>	<i>Fringilla carduelis</i>	<i>Carduelis elegans</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Carduelis chloris</i>	<i>Chloris chloris</i>	<i>Loxia chloris</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Carduelis spinus</i>	<i>Fringilla spinus</i>	<i>Chrysomitris alnorum</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Carduncellus caeruleus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carduus bourgeanus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carduus bourgeanus bourgeanus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carduus meoanthus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carduus pycnocephalus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Caretta caretta</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Carex acuta</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex arenaria</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex asturica</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex camposii</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex chaetophylla</i>	<i>Carex divisa</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex cuprina</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex depressa</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex distans</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex divulsa divulsa</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex echinata</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex extensa</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex helodes</i>			Flora (Angiosp.)	15

<i>Carex hispida</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex laevigata</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex mairii</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex muricata</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex otrubae</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex panicea</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex paniculata lusitanica</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex pseudocyperus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex riparia</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carex spicata</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carlina corymbosa</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carlina racemosa</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carpodacus erythrinus</i>	<i>Loxia erythrina</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Carthamus lanatus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Carum verticillatum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Casmerodius albus</i>	<i>Egretta alba</i>	<i>Ardea alba</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Cataglyphis florícola</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Cataglyphis rosenhaueri</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Catharacta skua</i>	<i>Stercorarius skua</i>	<i>Megalestris skua</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Celastrina argiolus</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Centaurea calcitrapa</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Centaurea diluta</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Centaurea exarata</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Centaurea melitensis</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Centaurea pullata</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Centaurea sphaerocephala</i>	<i>Centaurea polyacantha</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Centaurea sphaerocephala polyacantha</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Centaurea uliginosa</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Centaureum erythraea</i>	<i>Erythraea centaurium</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Centaureum maritimum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Centaureum pulchellum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Centaureum tenuiflorum acutiflorum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Centaureum tenuiflorum tenuiflorum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Centranthus calcitrapae</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cephalodella catellina</i>			(Rotífera)	22
<i>Cephalodella forficula</i>			(Rotífera)	22
<i>Cephalodella gibba</i>			(Rotífera)	22
<i>Cephalodella ventripes</i>	<i>Cephalodella cf ventripes</i>		(Rotífera)	22
<i>Cepola rubescens</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Cerastium glomeratum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Ceratium hirundinella</i>			Alga (Dinophyta)	7
<i>Ceratonía siliqua</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Ceratophyllum demersum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Ceratophyus hoffmannseggii</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Cercotrichas galactotes</i>	<i>Erythroptigia galactotes</i>	<i>Sylvia galactotes</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Cerinthé major</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Ceriodaphnia dubia</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Ceriodaphnia laticaudata</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Ceriodaphnia quadrangula</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Ceriodaphnia reticulata</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Ceriodaphnia setosa</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Ceripodia alachuana</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Certhia brachydactyla</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Cervus elaphus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Cettia cetti</i>	<i>Sylvia cetti</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Chaetarthria seminulum</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Chaetarthria similis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Chaetopogon fasciculatus</i>			Flora (Angiosp.)	15

<i>Chalcides bedriagai</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Chalcides striatus</i>	<i>Chalcides chalcides</i>		Reptil (Chordata)	30
<i>Chamaeleo chamaeleon</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Chamaemelum fuscatum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Chamaemelum mixtum</i>	<i>Anthemis mixta</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Chamaerops humilis</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Chamelea gallina</i>	<i>Venus gallina</i>		Molusco (Mollusca)	21
<i>Chara aspera</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Chara canescens</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Chara connivens</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Chara fragilis</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Chara galioides</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Chara oedophylla</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Charadrius alexandrinus</i>	<i>Charadrius cantinuas</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Charadrius dubius</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Charadrius hiaticula</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Charadrius morinellus</i>	<i>Eudromias morinellus</i>	<i>Morinellus tartaricus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Charaxes jasius</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Chasmatopterus pilosulus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Chauna torquata</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Cheilymenia stercorea</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Cheirolophus uliginosus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Chelon labrosus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Chelonia mydas</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Chenopodium album</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Chenopodium murale</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Chirocephalus diaphanus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Chiton olivaceus</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Chlaeniellus vestitus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Chlamydocapsa planctonica</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Chlamydomonas sp.5</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Chlidonias hybrida</i>	<i>Chlidonias hybridus</i>	<i>Sterna hybrida</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Chlidonias leucopterus</i>	<i>Sterna leucoptera</i>	<i>Hydrochelidon fissipes</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Chlidonias niger</i>	<i>Sterna nigra</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Chloebia gouldiae</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Chlorella vulgaris</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Chodatella quadriseta</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Chondrostoma willkommii</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Chorthippus binotatus</i>	<i>Glyptobothrus binotatus</i>		Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Chromadorita leuckarti</i>			(Nematoda)	20
<i>Chronogaster typica</i>			(Nematoda)	20
<i>Chroococcus dispersus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Chroococcus limneticus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Chroococcus minutus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Chroococcus turgidus</i>	<i>Chroococcus aff turgidus</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Chrysanthemum coronarium</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Chrysanthemum coronarium discolor</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Chrysanthemum segetum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Chydorus sphaericus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cicendia filiformis</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cichorium intybus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cicindela campestris</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Cicindela maroccana</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Ciconia ciconia</i>	<i>Ciconia alba</i>	<i>Ardea ciconia</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Ciconia nigra</i>	<i>Ardea nigra</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Circaetus gallicus</i>	<i>Falco gallicus</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Circomphalus casinus</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Circus aeruginosus</i>	<i>Falco aeruginosus</i>	<i>Circus rufus</i>	Ave (Chordata)	31

<i>Circus cyaneus</i>	<i>Falco cyaneus</i>	<i>Circus hudsonius</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Circus pygargus</i>	<i>Falco pygargus</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Cirsium lanceolatum</i>	<i>Cirsium vulgare</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cirsium monspessulanum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cirsium pyrenaicum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cistanche phelypaea</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cisticola juncidis</i>	<i>Sylvia juncidis</i>	<i>Cisticola schoenicola</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Cistus albidus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cistus bourgeanus</i>	<i>Cistus libanotis</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cistus crispus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cistus ladanifer</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cistus libanotis</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cistus monspeliensis</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cistus populifolius</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cistus psilosepalus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cistus salvifolius</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Citharus linguatula</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Citrus limonum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cladanthus arabicus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cladium mariscus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cladonia mediterranea</i>			Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Cladonia sp.</i>			Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Cladophora cornuta</i>	<i>Cladophora aff cornuta</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Cladophora fracta</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Clamator glandarius</i>	<i>Cuculus glandarius</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Clangula hyemalis</i>	<i>Anas hyemalis</i>	<i>Harelda glacialis</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Clathrus ruber</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Clavaria acuta</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Clavulina cinerea</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Clematis cirrhosa</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Clematis flammula</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cleome violacea</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cletocamptus retrogressus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Clitocybe costata</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Clitocybe diatrete</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Clitocybe fritilliformis</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Clitocybe gibba</i>	<i>Clitocybe infundibuliformis</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Clitocybe inornata</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Clitocybe leucodiatreta</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Clitocybe metachroa</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Clitocybe rhizophora</i>	<i>Clitocybe vermicularis</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Clitopilus scyphoides omphaliformis</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Closterium aciculare</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Closterium acutus</i>	<i>Closterium aff acutus</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Closterium dianale</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Closterium kustzingii</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Closterium leiblenii</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Closterium longisima</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Closterium lunula</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Closterium tumidum</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Closteriummonilliferum</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Cobitis paludica</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Cocconeis discultus</i>	<i>Cocconeis aff discultus</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Cocconeis pediculus</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Cocconeis placentula</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Coccothraustes coccothraustes</i>	<i>Loxia coccothraustes</i>	<i>Coccothraustes vulgaris</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Coelastrum microporum</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Coelosphaerium kuetzingianum</i>			Alga (Cyanobact.)	6

<i>Coelostoma hispanicum</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Coenagrion scitulum</i>			Odonato (Arthrop.)	24
<i>Coenocystis planctonica</i>	<i>Coenocystis aff planctonica</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Coenonympha pamphilus</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Colacium vesiculosum</i>	<i>Colacium arbuscula</i>		Alga (Euglen.)	7
<i>Colias crocea</i>	<i>Colias croceus</i>		Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Collybia butyracea</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Collybia butyracea asema</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Collybia dryophila</i>	<i>Marasmius dryophilus</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Coltricia perennis</i>	<i>Xanthochrous perennis</i>	<i>Microporus perennis</i>	Hongo (Basidiom.)	9
<i>Columba oenas</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Columba palumbus</i>	<i>Columba palumba</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Colurella obtusa</i>			(Rotífera)	22
<i>Colurella sp.</i>			(Rotífera)	22
<i>Colurella uncinata</i>			(Rotífera)	22
<i>Colymbetes fuscus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Colymbetes schildknechti</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Conger conger</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Coniza canadensis</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Conochilus dossuarius</i>			(Rotífera)	22
<i>Conocybe pubescens</i>	<i>Conocybe cryptocystis</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Conocybe rickenii</i>	<i>Galera rickenii</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Convolvulus arvensis</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Convolvulus sículus sículus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Conyza bonariensis</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Copidiaptomus numidicus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Copidiaptomus steueri</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Copidodiaptomus numidicus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Copidodiaptomus steueri</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Coprinus auricomus</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Coprinus comatus</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Coprinus domesticus</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Coprinus megaspermus</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Coprinus micaceus</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Coprinus niveus</i>			Hongo (Basidiom.)	9
<i>Coprinus patouillardii</i>	<i>Panaeolus patouillardii</i>		Hongo (Basidiom.)	9
<i>Coprinus radiatus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Coprinus stercoreus</i>	<i>Coprinus stercorarius</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Coprinus sterquilinus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Copris hispanus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Coracias garrulus</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Corema album</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Coridothymus capitatus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Coriopsis gallica</i>	<i>Trametes extenuata</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Coris julis</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Cornicularia sp.</i>			Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Coronella giron dica</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Coronilla repanda</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Coronopus didymus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Coronopus squamatus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Corrigiola littoralis</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Corrigiola telephiifolia</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Corsinia coriandrina</i>			(Hepatophyta)	12
<i>Cortinarius cinnamomeobadius</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Cortinarius decipiens</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Cortinarius orellanus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Cortinarius saturninus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Cortinarius scobinaceus</i>			Hongo (Basidiom.)	10

<i>Cortinarius trivialis</i>	<i>Cortinarius col linitus</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Corvus corax</i>	<i>Corax maximus</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Corvus frugileus</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Corvus monedula</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Corynephorus canescens</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Corynephorus divaricatus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Corynephorus macrantherus</i>	<i>C. divaricatus macrantherus</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cosmarium dimazum</i>	<i>Cosmarium aff dimazum</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Cosmarium humile</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Cosmarium laeve</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Cosmarium obtusatum</i>	<i>Cosmarium aff obtusatum</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Cosmarium subtumidum</i>	<i>Cosmarium aff subtumidum</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Cosmarium vexatum</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Cotula coronopifolia</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Coturnix coturnix</i>	<i>Tetrao coturnix</i>	<i>Coturnix communis</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Crangon crangon</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Crassula tillaea</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Crataegus monogyna</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Crematogaster auberti</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Crematogaster scutellaris</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Crepidotus variabilis</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Crepis capillaris</i>	<i>Crepis virens</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Crepis neglecta cretica</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cressa cretica</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Crex crex</i>	<i>Rallus crex</i>	<i>Crex pratensis</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Crinipellis tomentosa</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Crocidura russula</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Crocidura suaveolens</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Crocothemis erythraea</i>			Odonato (Arthrop.)	24
<i>Crocus salzmännii</i>	<i>Crocus serotinus salzmännii</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Crocus serotinus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Crucianella maritima</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Crucigenia rectangularis</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Crucigenia tetrapedia</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Crypsis aculeata</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Crypsis schoenoides</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cryptocyclops bicolor</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cryptomonas erosa</i>			Alga (Ochrophyta)	8
<i>Cryptomonas marssonii</i>			Alga (Ochrophyta)	8
<i>Cryptomonas ovata</i>			Alga (Ochrophyta)	8
<i>Cryptomonas reflexa</i>			Alga (Ochrophyta)	8
<i>Cuculus canorus</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Cupressus sempervirens</i>			Flora (Gymnosp.)	14
<i>Cursorius cursor</i>	<i>Charadrius cursor</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Cuscuta epithimum</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cutandia maritima</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Cyaniris semiargus</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	<i>Psittacus patagonus</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Cyanopica cyanus</i>	<i>Cyanopica cyana</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Cyathus olla</i>	<i>Cyathus anglicus</i>	<i>Nidularia vernicosa</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Cybister lateralimarginalis</i>	<i>Scaphinectes lateralimarginalis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Cybister tripunctatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Cyclocypris laevis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cyclops furcifer</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cyclops insignis</i>	<i>Cyclops cf insignis</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cyclotella atomus</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Cyclotella kutzingiana</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Cyclotella meneghiniana</i>			Alga (Bacillar.)	4

<i>Cyclotella ocellata</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Cydonia oblonga</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cygnus atratus</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Cygnus columbianus</i>	<i>Anas columbianus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Cygnus olor</i>	<i>Anas olor</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Cylindrospermum stagnale</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Cylindrotheca gracilis</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Cymatopleura solea</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Cymbella affinis</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Cymbella cesatii</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Cymbella navienliformis</i>	<i>Cymbella aff navienliformis</i>	Alga (Bacillar.)	4
<i>Cymbella tumidula</i>	<i>Cymbella aff tumidula</i>	Alga (Bacillar.)	4
<i>Cymbella ventricosa</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Cymbiodyta marginella</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Cymbium olla</i>		Molusco (Mollusca)	21
<i>Cymodocea nodosa</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cynara humilis</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cynodon dactylon</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cynoglossum creticum</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cynosurus echinatus</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cynthia cardui</i>		Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Cyperus capitatus</i>	<i>Cyperus schoenoides</i>	Flora (Angiosp.)	15
<i>Cyperus flavescens</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cyperus fuscus</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cyperus laevigatus distachyos</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cyperus longus</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cyperus michelianus</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cyperus rotundus</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cyphon hilaris</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Cyphon pandellei</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Cypria ophthalmica</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cypricerus affinis</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cypricerus obliquus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cypricerus reticulatus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cypridopsis aculeata</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cypridopsis newtoni</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cypridopsis parva</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cypridopsis vidua</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cyprinotus salinus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cyprinus carpio</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Cypris bispinosa</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cypris pubera</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Cystodinium cornifax</i>		Alga (Dinophyta)	7
<i>Cytinus hypocistis macranthus</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cytisus grandiflorus</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Cyzicus grubei</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Dacrymyces stillatus</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Dactylis glomerata</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Dactylis hispanica</i>	<i>Dactylis glomerata hispanica</i>	Flora (Angiosp.)	15
<i>Dactylis smithi i hylodes</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Dactylococcopsis sp.</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Daedaleopsis confragosa</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Dama dama</i>		Mamífero (Chord.)	33
<i>Damasonium alisma</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Damasonium polyspermum</i>		Flora (Angiosp.)	15
<i>Danaus plexippus</i>		Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Danthonia decumbens</i>	<i>Sieglingia decumbens</i>	Flora (Angiosp.)	15
<i>Daphne gnidium</i>		Flora (Angiosp.)	15

<i>Daphnia atkinsoni</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Daphnia bolivari</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Daphnia hispanica</i>	<i>Daphnia cf hispanica</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Daphnia longispina</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Daphnia magna</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Daphnia mediterranea</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Daphnia parvula</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Daphnia pulicaria</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Daphnia similis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Daphnia sp.</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Darwinula stevensoni</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Dasyatis pastinaca</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Datura stramonium</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Daucus crinitus</i>			Flora (Angiosp.)	15
<i>Daucus durieua</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Daucus muricatus</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Delicatula integrella</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Delichon urbicum</i>	<i>Delichon urbica</i>	<i>Hirundo urbica</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Delphinium gracile</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Delphinus delphis</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Dendrocopos major</i>	<i>Picoides major</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Dendrocygna bicolor</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Dentalium sp.</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Dentex canariensis</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Dentex gibbosus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Denticula elegans</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Denticula tenuis</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Dermochelys coriacea</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Desmazeria marina</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Desmazeria rigida</i>	<i>Catapodium rigidum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Diacyclops bicuspidatus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Diacyclops bicuspidatus odessanus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Diacyclops bisetosus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Diacyclops langidus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Diacyclops languidooides</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Dianthus broteri</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Dianthus hinoxianus</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Diaphanosoma brachyura</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Diaptomus castaneti</i>	<i>Diaptomus cf castaneti</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Diaptomus castor</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Diaptomus cyaneus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Diaptomus kenitraensis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Diaptomus kenitraensis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Diaptomus sp.</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Diastictus tibialis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Diatoma elongatum</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Diatoma vulgare</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Dicentrarchus labrax</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Dicentrarchus punctatus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Dicentrarchus sp.</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Dicologlossa cuneata</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Dicologlossa hexophthalma</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Dictyosphaerium pulchellum</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Dictyosphaerium sphagnale</i>	<i>Dictyosphaerium aff sphagnale</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Didymodon luridus</i>			Musgo (Bryoph.)	11
<i>Digitaria debilis</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Digitaria sanguinalis</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Dinobryon sertularia</i>			Alga (Ochrophyta)	8

<i>Dipcadi serotinum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Dipcadi serotinum serotinum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Dipleuchlanis propatula</i>		(Rotífera)	22
<i>Diplochlois lunata</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Diplodus annularis</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Diplodus bellottii</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Diplodus puntazzo</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Diplodus sargus</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Diplodus sargus sargus</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Diplodus sp.</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Diplodus vulgaris</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Diploneis elliptica</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Diploneis ovalis</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Diploschistes sp.</i>		Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Diplotaxis erucoides</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Diplotaxis siifolia</i>	<i>Diplotaxis catholica siifolia</i>	Flora (Angiosp.)	16
<i>Diplotaxis siifolia siifolia</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Diplotaxis siifolia vicentina</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Diplotaxis virgata virgata</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Dipsacus fullonum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Discoglossus galganoi</i>		Anfibio (Chordata)	29
<i>Distichus planus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Distigma sp.</i>		Alga (Euglen.)	7
<i>Dittrichia viscosa</i>	<i>Inula viscosa</i>	Flora (Angiosp.)	16
<i>Dittrichia viscosa viscosa</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Dociostaurus genei</i>	<i>Kazakia genei</i>	Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Donax venustus</i>		Molusco (Mollusca)	21
<i>Dorcus parallelepipedus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Dorippe lanata</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Dorycnium gracile</i>	<i>Dorycnium pentaphyllum</i>	Flora (Angiosp.)	16
<i>Dorycnium rectum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Dorylaimus asymphydorus</i>		(Nematoda)	20
<i>Dorylaimus crassus</i>		(Nematoda)	20
<i>Dosinia lupinus</i>		Molusco (Mollusca)	21
<i>Dromia personata</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Dryops algiricus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Dryops doderoi</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Dryops luridus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Dryops striatellus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Dunhevedia crassa</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Dussartius baeticus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Dyschirius arenosus</i>	<i>Dyschirius thoracicus</i>	Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Dytiscus circumflexus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Ecballium elaterium</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Echelus myrus</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Echiichthys vipera</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Echinaster canaliferus</i>		(Echinodermata)	21
<i>Echinocardium cordatum</i>		(Echinodermata)	21
<i>Echinocardium sp.</i>		(Echinodermata)	21
<i>Echium arenarium</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Echium boissieri</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Echium gaditanum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Echium plantagineum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Echium vulgare</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Egretta garzetta</i>	<i>Ardea garzetta</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Egretta gularis</i>	<i>Egretta garzetta gularis</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Elaeoselinum foetidum</i>	<i>Thapsia foetida</i>	Flora (Angiosp.)	16
<i>Elaeoselinum gummiferum</i>	<i>Margotia gummifera</i>	Flora (Angiosp.)	16

<i>Elakatothrix gelatinosa</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Elanus caeruleus</i>	<i>Falco caeruleus</i>	<i>Elanus melanopterus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Elatine alsinastrum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Elatine hexandra</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Elatine macropoda</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Eledone moschata</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Eleocharis multicaulis</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Eleocharis palustris</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Eleocharis uniglumis</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Eleogiton fluitans</i>	<i>Scirpus fluitans</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Eliomys lusitanicus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Eliomys quercinus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Elymus farctus boreali-atlanticus</i>	<i>Agropyron junceiforme</i>	<i>Agropyron junceum</i>	Flora (Angiosp.)	16
<i>Emberiza aureola</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Emberiza bruniceps</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Emberiza calandra</i>	<i>Miliaria calandra</i>	<i>Miliaria europaca</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Emberiza cia</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Emberiza cirulus</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Emberiza hortulana</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Emberiza pusilla</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Emberiza rustica</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Emberiza schoeniclus</i>	<i>Fringilla schoeniclus</i>	<i>Emberiza provincialis</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Emex spinosa</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Emphanes rivularis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Emys orbicularis</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Engraulis encrasicolus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Enochrus ater</i>	<i>Lumetus ater</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Enochrus bicolor</i>	<i>Lumetus bicolor</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Enochrus fuscipennis</i>	<i>Lumetus fuscipennis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Enochrus halophilus</i>	<i>Lumetus halophilus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Enochrus melanocephalus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Enochrus natalensis</i>	<i>Methydrus natalensis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Enochrus politus</i>	<i>Lumetus politus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Enochrus quadripunctatus</i>	<i>Lumetus quadripunctatus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Entoloma conferendum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Entoloma corvinum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Entoloma cuboideum noordeloos</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Entoloma hirtipes</i>	<i>Rhodophyllus mammosus</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Entoloma lazulinum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Entoloma ortonii</i>	<i>Entoloma farinolens</i>	<i>Rhodophyllus farinolens</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Entoloma papillatum</i>	<i>Rhodophyllus papillatus</i>	<i>Nolanea papillata</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Entoloma philocistus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Entoloma sericeum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Entoloma serrulatum</i>	<i>Entoloma atrides</i>	<i>Agaricus serrulatus</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Entoloma undatum</i>	<i>Clitopilus viarum</i>	<i>Nolanea proletaria</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Eotachys bistriatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Ephedra fragilis</i>			Flora (Gymnosp.)	14
<i>Ephemeropus margalefi</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Ephemerum sessile</i>			Musgo (Bryoph.)	11
<i>Epiphanes macrourus</i>			(Rotífera)	22
<i>Epipterygium tozeri</i>	<i>Epipterygium tozeri</i>		Musgo (Bryoph.)	11
<i>Epithemia argus</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Epithemia sorex</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Epithemia turgida</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Epithemia zebra</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Epithemia zebra saxonica</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Epithemia zebra saxonica</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Epitobrilus setosus</i>	<i>Epitobrilus cf setosus</i>		(Nematoda)	20

<i>Eptesicus serotinus</i>		Mamífero (Chord.)	33
<i>Equisetum ramosissimum</i>		Helecho (Equist.)	13
<i>Equisetum telmateia</i>		Helecho (Equist.)	13
<i>Eremophila alpestris</i>	<i>Alauda alpestris</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Eretes griseus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Eretmochelys imbricata</i>		Reptil (Chordata)	30
<i>Erica arborea</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Erica australis</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Erica ciliaris</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Erica scoparia</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Erica scoparia scoparia</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Erica terminalis</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Erica umbellata</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Erinaceus europaeus</i>		Mamífero (Chord.)	33
<i>Erithacus rubecula</i>	<i>Motacilla rubecula</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Erodium aethiopicum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Erodium botrys</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Erodium cicutarium</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Erodium moschatum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Erodium goryi</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Erodium tibialis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Erophaca baetica baetica</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Erophila verna</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Eryngium campestre</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Eryngium corniculatum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Eryngium galioides</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Eryngium maritimum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Eryngium tenue</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Erythraea grandiflora</i>	<i>Centaurium erythraea grandiflorum</i>	Flora (Angiosp.)	16
<i>Erythromma viridulum</i>		Odonato (Arthrop.)	24
<i>Esox lucius</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Esthaterosporus gauthieri</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Estrilda astrild</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Estrilda melpoda</i>	<i>Euplectes melpoda</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Estrilda troglodytes</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Eucalyptus globulus</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Euchlanisapidula</i>		(Rotífera)	22
<i>Euchlanis dilatata</i>		(Rotífera)	22
<i>Euchloe ausonia</i>		Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Euchloe belemia</i>		Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Euchloe crameri</i>		Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Euchloe tagis</i>		Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Eucyclops serrulatus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Eucypris virens</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Eudiptomus vulgaris</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Euglena acus</i>		Alga (Euglen.)	7
<i>Euglena clara</i>		Alga (Euglen.)	7
<i>Euglena erhenbergii</i>		Alga (Euglen.)	7
<i>Euglena granulata</i>	<i>Euglena aff granulata</i>	Alga (Euglen.)	7
<i>Euglena oxyuris</i>		Alga (Euglen.)	7
<i>Euglena spathryncha</i>	<i>Euglena aff spathryncha</i>	Alga (Euglen.)	7
<i>Euglena texta</i>		Alga (Euglen.)	7
<i>Euglena variabilis</i>		Alga (Euglen.)	7
<i>Eunotia exigua</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Eunotia lunaris</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Eunotia pectinalis</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Eunotia pestinalis</i>		Alga (Bacillar.)	4

<i>Euoniticellus fulvus</i>	<i>Scarabaeus fulvus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Euoniticellus pallipes</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Euphorbia baetica</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Euphorbia exigua</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Euphorbia helioscopia</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Euphorbia paralias</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Euphorbia peplus</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Euphorbia peplus peploides</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Euphorbia polygonifolia</i>	<i>Chamaesyce polygonifolia</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Euphorbia pubescens</i>	<i>Euphorbia hirsuta</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Euplectes afer</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Euplectes orix</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Eurycercus lamellatus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Euserica villarreali</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Eutetramourus planctonica</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Evax asterisciflora</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Evax lusitanica</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Evax pygmaea pygmaea</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Evax pygmaea ramosissima</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Exaculum pusillum</i>	<i>Cicendia pusilla</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Exidia glandulosa</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Exidia saccharina</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Exidia truncata</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Exormotheca pustulosa</i>			(Hepatophyta)	12
<i>Eylais degenerata</i>			Hidracn. (Arthrop.)	28
<i>Eylais extendens</i>			Hidracn. (Arthrop.)	28
<i>Eylais hamata</i>			Hidracn. (Arthrop.)	28
<i>Eyprepocnemis plorans</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Falco biarmicus</i>	<i>Falco lanarius</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Falco cherrug</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Falco columbarius</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Falco eleonora</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Falco naumanni</i>	<i>Cerchneis naumanni</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Falco peregrinus</i>	<i>Falco communis</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Falco subbuteo</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Falco tinnunculus</i>	<i>Tinnunculus alaudarius</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Falco vespertinus</i>	<i>Falco rufipeps</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Fedia cornucopiae</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Felis silvestris</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Festuca ampla</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Festuca arundinaceae atlantigena</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Ficedula albicollis</i>	<i>Muscicapa albicollis</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Ficedula hypoleuca</i>	<i>Muscicapa hypoleuca</i>	<i>Muscicapa hypoleucos</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Ficedula parva</i>	<i>Muscicapa parva</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Ficedula semitorquata</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Filago gallica</i>	<i>Logfia gallica</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Filago minima</i>	<i>Logfia minima</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Filinia longiseta</i>			(Rotífera)	22
<i>Filinia opoliensis</i>			(Rotífera)	22
<i>Filinia terminalis</i>			(Rotífera)	22
<i>Fimbristylis autumnalis</i>	<i>Scilla autumnalis</i>	<i>Fimbristylis geminata</i>	Flora (Angiosp.)	16
<i>Fimbristylis bisumbellata</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Fimbristylis cioniana</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Fimbristylis dichotoma</i>	<i>Fimbristylis bisumbellata</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Flammulaster limulatus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Flavoparmelia caperata</i>	<i>Parmelia caperata</i>	<i>Pseudoparmelia caperata</i>	Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Flavoparmelia soledians</i>	<i>Parmelia soledians</i>	<i>Pseudoparmelia soledians</i>	Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Flexopecten flexuosus</i>			Molusco (Mollusca)	21

<i>Foeniculum vulgare piperitum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Fomes fomentarius</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Formica fusca</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Formica subrufa</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Fossombronia sp.</i>			(Hepatophyta)	12
<i>Fragilaria capucina</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Fragilaria construens</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Fragilaria intermedia</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Frangula alnus</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Frankenia boissieri</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Frankenia hirsuta</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Frankenia laevis</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Frankenia pulverulenta</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Fratercula arctica</i>	<i>Alca arctica</i>	<i>Mormon fratercula</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Fraxinus angustifolia</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Fringilla coelebs</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Fringilla montifringilla</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Fritillaria hispanica</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Fritillaria lusitanica</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Frustulia vulgaris</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Fuirena pubescens</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Fulica americana</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Fulica atra</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Fulica cristata</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Fulmarus glacialis</i>	<i>Procellaria glacialis</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Fumana thymifolia</i>	<i>Cistus thymifolius</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Fumaria agraria</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Fumaria bastardii</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Fumaria capreolata</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Fumaria officinalis</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Fumaria parviflora</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Fumaria reuteri</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Fumaria sepium</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Fundulus heteroclitus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Galactites tomentosa</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Galeorhinus galeus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Galerida cristata</i>	<i>Alauda cristata</i>	<i>Galerida undata</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Galerida theklae</i>	<i>Galerida malabarica</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Galium aparine</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Galium minutulum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Galium mollugo</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Galium murale</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Galium palustre</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Galium parissense</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Galium spurium</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Gallinago gallinago</i>	<i>Capella gallinago</i>	<i>Scolopax gallinago</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Gallinago media</i>	<i>Capella media</i>	<i>Scolopax media</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Gallinula chloropus</i>	<i>Fulica chloropus</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Gambusia holbrooki</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Gamochaeta subfalcata</i>	<i>Gnaphalium subfalcatum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Ganoderma lucidum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Ganoderma resinaceum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Garrulus glandarius</i>	<i>Corvus glandarius</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Gasterosteus gymnurus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Gastridium lendigerum</i>	<i>Gastridium ventricosum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Gaudinia fragilis fragilis</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Gaudinia hispanica</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Gavia immer</i>	<i>Colymbus immer</i>		Ave (Chordata)	31

<i>Gavia stellata</i>	<i>Colymbus stellatus</i>	<i>Colymbus septentrionalis</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Geastrum nanum</i>	<i>Geastrum schmidelii</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Geastrum pectinatum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Gegenes nostradamus</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Genetta genetta</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Genista anglica</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Genista hirsuta</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Genista triacanthos</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Genista tridens</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Gentiana pneumonanthe</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Geopyxis majalis</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Georyssus costatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Georyssus crenulatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Geotrupes ibericus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Geranium columbinum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Geranium dissectum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Geranium molle</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Geranium purpureum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Geranium robertianum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Geranium rotundifolium</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Geronticus eremita</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Gladidus communis</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Gladiolus illyricus</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Gladiolus triacanthos</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Glareola pratincola</i>	<i>Hirundo pranticola</i>	<i>Glareola torquata</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Glaucium corniculatum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Glaucium flavum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Gleditsia triacanthos</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Glenodinium dybowskii</i>			Alga (Dinophyta)	7
<i>Globicephala melas</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Gloeoporus dichrous</i>	<i>Caloporus dichrous</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Glyceria declinata</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Glyceria fluitans</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Glyceria plicata</i>	<i>Glyceria notata</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Glyceria spicata</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Gnaphalium luteo-album</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Gobius niger</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Gobius paganellus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Golenkinia solitaria</i>	<i>Gloenkinia aff solitaria</i>	<i>Gloenkinia aff solitaria</i>	Alga (Cyanobact.)	6
<i>Gomphocarpus fruticosus</i>	<i>Asclepias fruticosa</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Gomphonema abbreviatum</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Gomphonema acuminatum</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Gomphonema angustatum</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Gomphonema constrictum</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Gomphonema gracile</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Gomphonema gracilis</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Gomphonema intricatum</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Gomphonema lanceolaum</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Gomphonema longiceps</i>	<i>Gomphonema aff longiceps</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Gomphonema parvulum</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Gomphonema spencerii</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Gomphosphaeria aponina</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Gomphosphaeria lacustris</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Goneplax rhomboides</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Gonepteryx cleopatra</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Gonepteryx rhamni</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Gongylanthus ericetorum</i>	<i>Calypogeja ericetorum</i>		(Hepatophyta)	12
<i>Goniomma hispanicum</i>			Himenóp. (Arthr.)	25

<i>Goniomma kugleri</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Gonium formosum</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Gonocephalum rusticum</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Gonyostomum sp.</i>			Alga (Ochrophyta)	8
<i>Grampus griseus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Graptodytes flavipes</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Graptodytes ignotus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Graptoleberis testudinaria</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Gratiola linifolia</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Grevillea robusta</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Grimmia pulvinata</i>			Musgo (Bryoph.)	11
<i>Grus grus</i>	<i>Megalornis grus</i>	<i>Ardea grus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Gryllotalpa africana</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Gryllus bimaculatus</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Guepiniopsis chrysocoma</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Gymnodinium sp.1</i>			Alga (Dinophyta)	7
<i>Gymnodinium sp.2</i>			Alga (Dinophyta)	7
<i>Gymnopilus fulgens</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Gymnopilus penetrans</i>	<i>Gymnopilus hybridus</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Gymnopilus spectabilis</i>	<i>Gymnopilus junonius</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Gymnopus dryophilus</i>	<i>Agaricus dryophilus</i>	<i>Collybia dryophila lanipes</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Gymnopus fagiphilus</i>	<i>Collybia fuscopurpurea</i>	<i>Collybia fagiphila</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Gymnopus impudicus</i>	<i>Collybia impudica</i>	<i>Micromphale impudicum</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Gymnopus putillus</i>	<i>Collybia putilla</i>	<i>Agaricus putillus</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Gymnosporangium clavariaeforme</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Gymnostyles stolonifera</i>	<i>Soliva stolonifera</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Gymnura altavela</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Gynandris sisyrrinchium</i>	<i>Iris sisyrrinchium</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Gyps fulvus</i>	<i>Gyps hispaniolensis</i>	<i>Vultur fulvus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Gyps rueppellii</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Gyraulus albus</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Gyraulus crista</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Gyrinus caspius</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Gyrinus dejeani</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Gyrophragmium dunallii</i>	<i>Gyrophragmium delilei</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Gyroporus castaneus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Gyrosigma accuminatum</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Gyrosigma cuminatum</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Gyrosigma macrum</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Hadrocarabus lusitani cus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Haematopus ostralegus</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Hainardia cylindrica</i>	<i>Monerma cylindrica</i>	<i>Lepturus cylindricus</i>	Flora (Angiosp.)	16
<i>Hainardia cylindrica x Parapholis incurva</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Haliaeetus albicilla</i>	<i>Falco albicilla</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Halicyclops brevispinosus</i>	<i>Halicyclops cf brevispinosus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Halimione portulacoides</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Halimium calycinum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Halimium commutatum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Halimium halimifolium</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Haliplus andalusicus</i>	<i>Liaphlus andalusicus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Haliplus guttatus</i>	<i>Liaphlus guttatus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Haliplus lineatocollis</i>	<i>Neohaliplus lineatocollis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Halobatrachus didactylus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Halopeplis amplexicaulis</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Hantzschia amphioxus</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Hebeloma anthracophilum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hebeloma cistophilum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hebeloma crustuliniforme</i>			Hongo (Basidiom.)	10

<i>Hebeloma cylindrosporum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hebeloma mesophaeum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hebeloma pusillum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hedypnois arenaria</i>	<i>Leontodon rothii</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Hedypnois cretica</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Hedypnois ragadioloides</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Helianthemum apenninum cavanillesianum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Helianthemum apenninum stoechadifolium</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Helianthemum croceum stoechadifolium</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Helichrysum italicum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Helichrysum italicum serotinum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Helichrysum picardii virescens</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Heliotropium europaeum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Heliotropium supinum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Helochares lividus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Helophorus alternans</i>	<i>Trichelophorus alternans</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Helophorus asturiensis</i>	<i>Rhopalhelophorus asturiensis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Helophorus flavipes</i>	<i>Rhopalhelophorus flavipes</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Helophorus fulgidicollis</i>	<i>Rhopalhelophorus fulgidicollis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Helophorus longitarsis</i>	<i>Rhopalhelophorus longitarsis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Helophorus minutus</i>	<i>Rhopalhelophorus minutus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Helophorus occidentalis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Helophorus porculus</i>	<i>Empleurus porculus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Helophorus rufipes</i>	<i>Empleurus rufipes</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Helophorus seidlitzii</i>	<i>Rhopalhelophorus seidlitzii</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Helvella lacunosa</i>	<i>Helvella sulcata</i>		Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Helvella leucopus</i>	<i>Helvella monachella</i>		Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Hemidactylus turcicus</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Hemidiaptomus maroccanus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Hemidiaptomus roubauí</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Hemimycena cucullata</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hemorrhois hippocrepis</i>	<i>Coluber hippocrepis</i>		Reptil (Chordata)	30
<i>Heptaulacus algarbiensis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Heptaulacus brancoi</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Herniaria cinerea</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Herpestes ichneumon</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Herpetocypris chevrexí</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Herpetocypris reptans</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Heterocerus fenestratus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Heterocypris barbara</i>	<i>Heterocypris cf barbara</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Heterocypris exigua</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Heterocypris incongruens</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Hexarthra fennica</i>			(Rotífera)	22
<i>Hieraaetus fasciatus</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Hieraaetus pennatus</i>	<i>Falco pennatus</i>	<i>Aquila minuta</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Hieracium beaticum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Himantopus himantopus</i>	<i>Charadrius himantopus</i>	<i>Himantopus candidus</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Himenolobus procumbens</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Hinia reticulata</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Hippocampus hippocampus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Hippocampus ramulosus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Hippolais icterina</i>	<i>Sylvia icterina</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Hippolais pallida</i>	<i>Curruca pallida</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Hippolais polyglotta</i>	<i>Sylvia polyglotta</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Hippuris vulgaris</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Hirschmanniella gracilis</i>			(Nematoda)	20
<i>Hirundo daurica</i>	<i>Cecropis daurica</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Hirundo rustica</i>			Ave (Chordata)	31

<i>Holcus lanatus</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Holcus mollis mollis</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Holothuria sp.</i>		(Echinodermata)	21
<i>Homo sapiens</i>		Mamífero (Chord.)	33
<i>Homola barbata</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Honckenya peploides</i>	<i>Arenaria peploides</i>	Flora (Angiosp.)	16
<i>Hordeum geniculatum</i>	<i>Hordeum hystrix</i>	Flora (Angiosp.)	16
<i>Hordeum maritimum</i>	<i>Hordeum marinum</i>	Flora (Angiosp.)	16
<i>Hordeum murinum</i>	<i>Hordeum leporinum</i>	Flora (Angiosp.)	16
<i>Hordeum murinum leporinum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Hormidium subtile</i>	<i>Hormidium aff subtile</i>	Alga (Chloroph.)	5
<i>Horsiella brevicornis</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Hutera johnstonii</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Hyalorhaphidium rectum</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Hydaticus leander</i>	<i>Guignotites leander</i>	Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydhangium carneum</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hydrachna inermis</i>		Hidracn. (Arthrop.)	28
<i>Hydrachna skorikowi</i>		Hidracn. (Arthrop.)	28
<i>Hydraena corrugis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydraena rugosa</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydrobates pelagicus</i>	<i>Procellaria pelagica</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Hydrobius convexus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydrobius fuscipes</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydrochara flavipes</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydrocharis morsus-ranae</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Hydrochus angustatus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydrochus flavipennis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydrocotyle vulgaris</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Hydrodroma despiciens</i>		Hidracn. (Arthrop.)	28
<i>Hydroglyphus geminus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydrophilus pistaceus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydroporus gyllenhalii</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydroporus limbatus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydroporus lucasi</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydroporus normandi</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydroporus pubescens</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hydrovatus clypealis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hygrobia hermanni</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hygrocybe cantharellus</i>	<i>Hygrocybe lepida</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hygrocybe cinereifolia</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hygrocybe conica</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hygrocybe olivaceonigra</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hygrophoropsis aurantiaca</i>	<i>Clitocybe aurantiaca</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hygrophoropsis fuscoscquamula</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hygrophorus personii</i>	<i>Hygrophorus dichrous</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hygrophorus pseudodiscoideus cistophilus</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hygrotus confluens</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hygrotus inaequalis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hygrotus lagari</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hygrotus pallidulus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hyla meridionalis</i>		Anfibio (Chordata)	29
<i>Hymenocarpus hamosus</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Hyoseris scabra</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Hyparrhenia hirta</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Hyparrhenia podotricha</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Hypericum elodes</i>	<i>Elodes palustris</i>	Flora (Angiosp.)	16
<i>Hypericum humifusum</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Hypericum perforatum</i>		Flora (Angiosp.)	16

<i>Hypericum tormentosum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Hypholoma ericaceum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hypholoma ericaeoides</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hypholoma subericaceum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hyphydrus aubei</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Hypochaeris achryrophorus</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Hypochaeris glabra</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Hypochaeris radicata</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Hypomyces aurantius</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Hypoconera punctatissima</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Hyporhamphus picarti</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Hypoxylon mediterraneum</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Hypoxylon rubiginosum</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Hysterangium inflatum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Hysterographium mori</i>	<i>Hysterium mori</i>		Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Iberis ciliata welwitschii</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Iberis linifolia</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Ileodictyon gracile</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Illia nucleus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Illecebrum verticillatum</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Iloocypris gibba</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Ilybius montanus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Ilyocryptus silvaeducensis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Ilyocypris decipiens</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Imperata cylindrica</i>	<i>Imperata cilindrica</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Inocybe arenicola</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Inocybe curreyi</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Inocybe flavella</i>	<i>Inocybe xanthocephala</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Inocybe geophylla lilacina</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Inocybe lacera</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Inocybe mixtilis</i>	<i>Inocybe scabella</i>	<i>Inocybe trechispora</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Inocybe nitidiuscula</i>	<i>Inocybe friesii</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Inocybe phaeocomis major</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Inocybe psammophila</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Inocybe rimosa</i>	<i>Inocybe fastigiata</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Inonotus hispidus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Inonotus tamaricis</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Inula crithmoides</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Inula odora</i>	<i>Pulicaria odora</i>		Flora (Angiosp.)	16
<i>Iphiclidus podalirius</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Iris germanica</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Iris pseudacorus</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Iris xiphium</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Ischnura graellsii</i>			Odonato (Arthrop.)	24
<i>Isocypris beauchampi</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Isoetes histrix</i>			Helecho (Lycop.)	13
<i>Isoetes velata</i>			Helecho (Lycop.)	13
<i>Isoetes velatum velatum</i>			Helecho (Lycop.)	13
<i>Isolepis setacea</i>	<i>Scirpus setaceus</i>	<i>Schoenoplectus setaceus</i>	Flora (Angiosp.)	16
<i>Issoria lathonia</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Ixobrychus minutus</i>	<i>Ardea minuta</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Jacobsiella imitans</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Jasione montana</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Juncus acutus</i>			Flora (Angiosp.)	16
<i>Juncus ambiguus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus anceps</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus articulatus</i>	<i>Juncus lamprocarpus</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus bufonius</i>			Flora (Angiosp.)	17

<i>Juncus bulbosus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus capitatus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus donyanae</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus effusus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus emmanuelis</i>	<i>Juncus emmanuelis inflatifolius</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus heterophyllus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus hybridus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus inflexus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus maritimus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus pygmaeus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus rugosus</i>	<i>Juncus acutiflorus rugosus</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus striatus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus subnodulosus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus subulatus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juncus tenageia</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Juniperus macrocarpa</i>	<i>Juniperus navicularis</i>	<i>Juniperus oxycedrus macrocarpa</i>	Flora (Gymnosp.)	14
<i>Juniperus navicularis</i>			Flora (Gymnosp.)	14
<i>Juniperus oophora</i>	<i>Juniperus phoenicea turbinata</i>		Flora (Gymnosp.)	14
<i>Juniperus oxycedrus macrocarpa</i>			Flora (Gymnosp.)	14
<i>Juniperus phoenicea</i>			Flora (Gymnosp.)	14
<i>Juniperus phoenicea lycia</i>			Flora (Gymnosp.)	14
<i>Juniperus phoenicea turbinata</i>			Flora (Gymnosp.)	14
<i>Jynx torquilla</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Keratella cochlearis</i>			(Rotifera)	22
<i>Keratella procurva</i>			(Rotifera)	22
<i>Keratella quadrata</i>			(Rotifera)	22
<i>Keratella tropica</i>			(Rotifera)	22
<i>Keratella valga</i>			(Rotifera)	22
<i>Kickxia cirrhosa</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Kirchneriella microscopica</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Kogia breviceps</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Kogia simus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Kruberia peregrina</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Labronema vulvapapillatum</i>			(Nematoda)	20
<i>Laccaria fraterna</i>	<i>Laccaria lateritia</i>	<i>Laccaria ohiensis</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Laccaria laccata</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Laccaria proxima</i>	<i>Laccaria proximella</i>	<i>Clitocybe proxima</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Laccobius revelierei</i>	<i>Hydroxenus revelierei</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Laccobius sp.</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Laccophilus minutus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Lacerta lepida</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Lactarius chrysorrheus</i>	<i>Lactarius theiogalus</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Lactarius cistophilus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Lactarius controversus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Lactarius deliciosus</i>	<i>Agaricus deliciosus</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Lactarius hepaticus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Lactarius lacunarum</i>	<i>Lactarius lacunarum</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Lactuca serriola</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Laemosthenes complanatus</i>	<i>Laemostenus complanatus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Laesopis roboris</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Laetiporus sulphureus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Lagerheimia genevensis</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Lagerheimia wratislaviensis</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Lagonosticta senegala</i>	<i>Estrilda senegala</i>	<i>Estrilda senegalesa</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Lagurus ovatus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lamium amplexicaule</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lampides boeticus</i>	<i>Papilio boeticus</i>		Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Lanius meridionalis</i>	<i>Lanius excubitor meridionalis</i>		Ave (Chordata)	31

<i>Lanius nubicus</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Lanius senator</i>	<i>Lanius rufus</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Larus argentatus</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Larus atricilla</i>	<i>Atricilla atricilla</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Larus audouinii</i>	<i>Ichthyaetus audouinii</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Larus cachinnans</i>	<i>Larus michahellis</i>	<i>Larus argentatus cachinnans</i>	Ave (Chordata)	31
<i>Larus canus</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Larus cirrocephalus</i>	<i>Croicocephalus cirrocephalus</i>		Ave (Chordata)	31
<i>Larus delawarensis</i>			Ave (Chordata)	31
<i>Larus fuscus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Larus genei</i>	<i>Croicocephalus genei</i>	<i>Larus gelastes</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Larus glaucooides</i>	<i>Larus leucopterus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Larus hyperboreus</i>	<i>Larus glaucus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Larus marinus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Larus melanocephalus</i>	<i>Ichthyaetus melanocephalus</i>	<i>Larus melanocephala</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Larus minutus</i>	<i>Hydrocoloeus minutus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Larus pipixcan</i>	<i>Atricilla pipixcan</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Larus ridibundus</i>	<i>Croicocephalus ridibundus</i>	<i>Croicocephalus capistratus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Lasiommata megera</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Lasius brunneus</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Lasius niger</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Lathyrus annuus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lathyrus aphaca</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lathyrus nudicaulis</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lathyrus palustris nudicaulis</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lathyrus sphaericus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Launaea lanifera</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Laurentia gasparrinii</i>	<i>Solenopsis laurentia</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Lavandula stoechas</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lavandula stoechas</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lavandula stoechas</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lavatera cretica</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lecane bulla</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane candida</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane closterocerca</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane donyanaensis</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane furcata</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane haliclysta</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane lamellata</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane leontina</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane luna</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane lunaris</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane mucronata</i>	<i>Lecane cf mucronata</i>		(Rotífera)	22
<i>Lecane nana</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane ohioensis</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane quadridentata</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane sp.1</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane sp.2</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane stichaea</i>			(Rotífera)	22
<i>Lecane submagna</i>			(Rotífera)	22
<i>Leccinum duriusculum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Lemna gibba</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lemna minor</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lemna trisulca</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lentinellus omphalodes</i>	<i>Lentinellus micheneri</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Lentinus strigosus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Lentinus tigrinus</i>	<i>Panus tigrinus</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Leontodon maroccanus</i>			Flora (Angiosp.)	17

<i>Leontodon nudicaulis</i>		Flora (Angiosp.)	17	
<i>Leontodon salzmannii</i>		Flora (Angiosp.)	17	
<i>Leontodon saxatilis</i>	<i>Leontodon taraxacoides</i>	Flora (Angiosp.)	17	
<i>Leontodon taraxacoides</i>		Flora (Angiosp.)	17	
<i>Lepadella acuminata</i>	<i>Lepadella cf acuminata</i>	(Rotífera)	22	
<i>Lepadella patella</i>		(Rotífera)	22	
<i>Lepadella persimilis</i>		(Rotífera)	22	
<i>Lepadella quadricarinata</i>		(Rotífera)	22	
<i>Lepadella rhomboides</i>		(Rotífera)	22	
<i>Lepidotrigla cavillone</i>		Pez (Chordata)	28	
<i>Lepiota brunneoincarnata</i>		Hongo (Basidiom.)	10	
<i>Lepiota castanea</i>		Hongo (Basidiom.)	10	
<i>Lepiota locquinii</i>		Hongo (Basidiom.)	10	
<i>Lepiota tomentella rudibella</i>		Hongo (Basidiom.)	10	
<i>Lepista nuda</i>	<i>Tricholoma nudum</i>	Hongo (Basidiom.)	10	
<i>Lepocinclis ovum</i>		Alga (Euglen.)	7	
<i>Lepomis gibbosus</i>		Pez (Chordata)	28	
<i>Leptotilos crumeniferus</i>		Ave (Chordata)	32	
<i>Leptoternis candidus</i>		Ortópt. (Arthrop.)	25	
<i>Leptotes pirithous</i>	<i>Syntarucus pirithous</i>	Lepidóp. (Arthrop.)	27	
<i>Leptothorax naeviventris</i>		Himenóp. (Arthr.)	25	
<i>Leptothorax rabaudi</i>		Himenóp. (Arthr.)	25	
<i>Leptothorax racovitzae</i>		Himenóp. (Arthr.)	25	
<i>Leptothorax tyndalei</i>		Himenóp. (Arthr.)	25	
<i>Lepus capensis</i>		Mamífero (Chord.)	33	
<i>Lepus granatensis</i>		Mamífero (Chord.)	33	
<i>Lestes barbarus</i>		Odonato (Arthrop.)	24	
<i>Lestes macrostigma</i>		Odonato (Arthrop.)	24	
<i>Lestes sponsa</i>		Odonato (Arthrop.)	24	
<i>Lestes virens</i>		Odonato (Arthrop.)	24	
<i>Lesueurigobius sanzoi</i>		Pez (Chordata)	28	
<i>Leuciscus pyrenaicus</i>	<i>Squalius pyrenaicus</i>	Pez (Chordata)	28	
<i>Leucoagaricus erioderma</i>		Hongo (Basidiom.)	10	
<i>Leucoagaricus littoralis</i>		Hongo (Basidiom.)	10	
<i>Leucoagaricus melanotrichus</i>		Hongo (Basidiom.)	10	
<i>Leucojum autumnale</i>		Flora (Angiosp.)	17	
<i>Leucojum trichophyllum</i>		Flora (Angiosp.)	17	
<i>Leydigia acanthocercoides</i>		Crustác. (Arthrop.)	23	
<i>Leydigia leydigii</i>		Crustác. (Arthrop.)	23	
<i>Lichia amia</i>		Pez (Chordata)	28	
<i>Limicola falcinellus</i>	<i>Scolopax falcinellus</i>	<i>Pelidna platyrhyncha</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Limnebius furcatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Limnebius sp.</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Limnichus sp.</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Limnocythere inopinata</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Limnodromus griseus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Limnodromus scolopaceus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Limnoxenus niger</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Limoniastrum monopetalum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Limonium algarvense</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Limonium bellidifolium</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Limonium binervosum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Limonium catalaunicum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Limonium costae</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Limonium ferulaceum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Limonium narbonense</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Limonium salmonis</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Limonium serotinum</i>	<i>Limonium angustifolium</i>		Flora (Angiosp.)	17

<i>Limonium tournefortii</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Limosa lapponica</i>	<i>Scolopax lapponica</i>	<i>Limosa rufa</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Limosa limosa</i>	<i>Scolopax limosa</i>	<i>Limosa aegocephala</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Linaria heterophylla tartessiana</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Linaria lamarckii</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Linaria munbyana pygmaea</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Linaria oblongifolia</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Linaria spartea</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Linaria tursica</i>	<i>Linaria donyanae</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Linaria viscosa</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lindseyus heterurus</i>			(Nematoda)	20
<i>Linepithema humile</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Linum maritimum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Linum tenue</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Liocarcinus depurator</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Liocarcinus holsatus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Liocarcinus vernalis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Liopterus atriceps</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Lipophrys pavo</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Lipophrys trigloides</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Lissotriton boscai</i>	<i>Triturus boscai</i>		Anfibio (Chordata)	29
<i>Lithognathus mormyrus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Liza aurata</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Liza ramada</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Liza saliens</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Lobelia urens</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Locusta migratoria</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Locustella luscinioides</i>	<i>Sylvia luscinioides</i>	<i>Luscinia savi</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Locustella naevia</i>	<i>Motacilla naevia</i>	<i>Sylvia locustella</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Loeflingia baetica</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Loeflingia baetica baetica</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Loeflingia baetica micrantha</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Loeflingia hispanica</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Loligo vulgaris</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Lolium multiflorum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lolium perenne</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lolium rigidum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lonicera etrusca</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lonicera implexa</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lonicera peryclimenum hispanica</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lophocharis oxysternon</i>			(Rotífera)	22
<i>Lophocharis salpina</i>			(Rotífera)	22
<i>Lophyra flexuosa</i>	<i>Cicindela flexuosa</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Lophyridia littoralis</i>	<i>Cicindela littoralis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Lotus angustissimus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lotus castellanus</i>	<i>Lotus subbiflorus castellanus</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Lotus corniculatus</i>	<i>Lotus preslii</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Lotus creticus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lotus hirsutus</i>	<i>Dorycnium hirsutum</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Lotus hispidus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lotus lancerottensis</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lotus parviflorus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lotus pedunculatus</i>	<i>Lotus uliginosus</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Lotus subbiflorus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lotus tenuis</i>	<i>Lotus glaber</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Loxia curvirostra</i>	<i>Crucirostra paradoxa</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Ludwigia palustris</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lullula arborea</i>	<i>Alauda arborea</i>	<i>Galerita nemorosa</i>	Ave (Chordata)	32

<i>Lupinus angustifolius</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lupinus hispanicus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lupinus luteus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Luscinia megarhynchos</i>	<i>Luscinia megarhyncha</i>	<i>Luscinia minor</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Luscinia svecica</i>	<i>Motacilla svecica</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Lutra lutra</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Lycaena phlaeas</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Lycoperdon perlatum</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Lycopus europaeus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lymnaea peregra</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Lymnaea stagnalis</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Lymnaea truncatula</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Lymnocyrtus minimus</i>	<i>Lymnocyrtus minima</i>	<i>Scolopax minima</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Lyngbya aerugineocoerulea</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Lyngbya aestuarii</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Lyngbya limnetica</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Lyngbya maior</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Lynx pardina</i>	<i>Lynx pardinus</i>	<i>Felis pardinus</i>	Mamífero (Chord.)	33
<i>Lysimachia ephemerum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lythrum acutangulum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lythrum baeticum</i>	<i>Lythrum tribracteatum baeticum</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Lythrum borysthenicum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lythrum hyssopifolia</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lythrum junceum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lythrum salicaria</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Lythrum tribracteatum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Macaca sylvanus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Macowanites ammophilus</i>	<i>Gymnomyces ammophilus</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Macrocyclus albidus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Macrocystidia cucumis latifolia</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Macrolepiota excoriata</i>	<i>Macrolepiota heimii</i>	<i>Lepiota excoriata</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Macrolepiota fuligineosquarrosa</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Macrolepiota phaeodisca</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Macrolepiota procera</i>	<i>Lepiota procera</i>	<i>Leucocoprinus procerus</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Macrolepiota rhacodes</i>	<i>Lepiota rhacodes</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Macrolepiota rhacodes hortensis</i>	<i>Macrolepiota rhacodes bohemia</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Macrolepiota venenata</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Macroprotodon brevis</i>	<i>Macroprotodon cucullatus</i>		Reptil (Chordata)	30
<i>Macrothrix hirsuticornis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Macrothrix laticornis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Macrothrix rosea</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Mactra corallina</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Maja squinado</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Malcolmia lacera</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Malcolmia littorea</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Malcolmia triloba</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Mallomonas sp.</i>			Alga (Ochrophyta)	8
<i>Malpolon monspessulanus</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Malva hispanica</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Malva pusilla</i>	<i>Malva rotundifolia</i>	<i>Malva parviflora</i>	Flora (Angiosp.)	17
<i>Mandragora autumnalis</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Maniaca jurina</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Marasmiellus ramealis</i>	<i>Marasmius ramealis</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Marasmiellus trabutii</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Marasmius carpathicus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Marasmius graminum</i>	<i>Marasmius curreyi</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Marasmius oreades</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Marasmius quercophilus</i>	<i>Marasmius splachnoides</i>		Hongo (Basidiom.)	10

<i>Marmaronetta angustirostris</i>	<i>Anas angustirostris</i>	<i>Anas marmorata</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Mastigocladus lamellosus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Mastogloia eliptica</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Mastogloia smithii</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Mauremys leprosa</i>	<i>Mauremys caspica</i>	<i>Emys caspica</i>	Reptil (Chordata)	30
<i>Medicago arabica</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Medicago coronata</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Medicago disciformis</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Medicago doliata</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Medicago hispida</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Medicago italica</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Medicago littoralis</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Medicago marina</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Medicago minima</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Medicago murex</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Medicago polymorpha</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Medicago rigidula</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Medicago tornata</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Medicago turbinata olivaeformis</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Megacyclops gigas</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Megacyclops viridis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Megacyclops viridis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Megafenestra aurita</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Melanargia occitanica</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Melanelia subaurifera</i>	<i>Parmelia subaurifera</i>		Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Melanitta fusca</i>	<i>Anas fusca</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Melanitta nigra</i>	<i>Anas nigra</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Melanitta perspicillata</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Melanius nigrita</i>	<i>Platysma nigrita</i>	<i>Pterostichus nigrita</i>	Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Melanocorypha calandra</i>	<i>Alauda calandra</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Melanocorypha leucoptera</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Melanocorypha yeltoniensis</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Melanoleuca electropoda</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Melanoleuca exscissa</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Melanoleuca polioleuca</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Melanoleuca stridula</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Melanoleuca subpulverulenta</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Meles meles</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Melica ciliata</i>	<i>Melica magnolii</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Melicertus kerathurus</i>	<i>Penaeus kerathurus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Melilotus elegans</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Melilotus indicus</i>	<i>Melilotus indica</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Melilotus messanensis</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Melilotus segetalis</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Melilotus siculus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Melilotus sulcatus</i>	<i>Melilotus sulcata</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Melitaea phoebe</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Melopsittacus undulatus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Melosira granulata</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Melosira oviens</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Melosira varians</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Mentha aquatica</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Mentha pulegium</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Mentha suaveolens</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Mercurialis annua</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Mercurialis elliptica</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Mergus serrator</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Merismopedia glauca</i>	<i>Merismopedia aff glauca</i>		Alga (Cyanobact.)	6

<i>Merismopedia punctata</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Merismopedia ralleve</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Merismopedia tenuisima</i>	<i>Merismopedia aff tenuisima</i>	Alga (Cyanobact.)	6
<i>Merismopedia tralleri</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Merluccius merluccius</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Merops apiaster</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Mesembryanthemum crystallinum</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Mesembryanthemum nodiflorum</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Mesoplodon densirostris</i>		Mamífero (Chord.)	33
<i>Mesoplodon europaeus</i>		Mamífero (Chord.)	33
<i>Messor barbarus</i>		Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Messor bouvieri</i>		Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Messor hispanicus</i>		Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Messor lusitanicus</i>		Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Messor maroccanus</i>		Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Metacyclops lusitanus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Metacyclops minutus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Metacyclops planus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Mibora minima</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Microcara dispar</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Microchirus boscanion</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Microcoleus steenstrupi</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Microcystis aeruginosa</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Micromphale brassicolens</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Micromphale foetidum</i>	<i>Micromphale rufocarneum</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Micropterus salmoides</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Micropyropsis tuberosa</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Microtus duodecimcostatus</i>	<i>Pitymys duodecimcostatus</i>	Mamífero (Chord.)	33
<i>Milvus migrans</i>	<i>Milvus ater</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Milvus milvus</i>	<i>Milvus iclinus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Miniopterus schreibersi</i>		Mamífero (Chord.)	33
<i>Misopates orontium</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Mixodiaptomus incrassatus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Moehringia pentandra</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Moenchia erecta</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Moina brachiata</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Moina micrura</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Moina rectirostris</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Moina salina</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Molineriella australis</i>	<i>Molineriella minuta australis</i>	Flora (Angiosp.)	17
<i>Molineriella minuta</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Molinia caerulea arundinacea</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Monhystera africana</i>		(Nematoda)	20
<i>Monhystera stagnalis</i>		(Nematoda)	20
<i>Mononchus tunbridgensis</i>		(Nematoda)	20
<i>Monoraphidium arcuatum</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Monoraphidium circinale</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Monoraphidium circunde</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Monoraphidium contortum</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Monoraphidium dybowski</i>	<i>Monoraphidium aff dybowski</i>	Alga (Cyanobact.)	6
<i>Monoraphidium griffithii</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Monoraphidium komarkovae</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Monoraphidium pusillum</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Monoraphidium rectum</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Monoraphidium tortile</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Montagnea arenaria</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Montia fontana amporitana</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Monticola saxatilis</i>	<i>Turdus saxatilis</i>	Ave (Chordata)	32

<i>Monticola solitarius</i>	<i>Turdus solitarius</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Morphacris fasciata</i>	<i>Morphacris aurantiaca</i>	<i>Morphacris costata</i>	Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Morus bassanus</i>	<i>Sula bassana</i>	<i>Pelecanus bassanus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Motacilla alba</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Motacilla cinerea</i>	<i>Motacilla boarula</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Motacilla flava</i>	<i>Budytes flavus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Mugil cephalus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Mullus barbatus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Mullus surmuletus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Murex brandaris</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Mus domesticus</i>	<i>Mus musculus</i>		Mamífero (Chord.)	33
<i>Mus spretus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Muscari comosum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Muscari neglectum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Muscicapa striata</i>	<i>Motacilla striata</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Musculium lacustre</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Mustela minuta</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Mustela nivalis</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Mustela putorius</i>	<i>Putorius putorius</i>		Mamífero (Chord.)	33
<i>Mustelus mustelus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Mycena acicula</i>	<i>Marasmiellus acicula</i>	<i>Hemimycena acicula</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Mycena bulbosa</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Mycena capillaripes</i>	<i>Mycena langei</i>	<i>Mycena rubromarginata</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Mycena citrinomarginata</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Mycena dunicola</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Mycena inclinata</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Mycena leptcephala</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Mycena leucogala</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Mycena meliigena</i>	<i>Mycena corticola</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Mycena pura</i>	<i>Mycena pseudopura</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Mycena pura lanthina</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Mycena sanguinolenta</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Mycena seynesii</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Mycena vulgaris</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Myiopsitta monachus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Myoporum tenuifolium</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Myosotis caespitosa</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Myosotis debilis</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Myosotis discolor dubia</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Myosotis laxa</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Myosotis laxa caespitosa</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Myosotis ramosissima</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Myosotis ramosissima gracillima</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Myosotis ramosissima ramosissima</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Myosotis sicula</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Myotis myotis</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Myotis oxygnathus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Myriophyllum alterniflorum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Myriophyllum spicatum</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Myrmica aloba</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Myrtus communis</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Mytilina bisulcata</i>			(Rotífera)	22
<i>Mytilina mucronata</i>			(Rotífera)	22
<i>Mytilina ventralis</i>	<i>Mytilina cf ventralis</i>		(Rotífera)	22
<i>Myxarium nucleatum</i>	<i>Exidia nucleata</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Nandayus nenday</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Narcissus bulbocodium</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Narcissus bulbocodium bulbocodium</i>			Flora (Angiosp.)	17

<i>Narcissus humilis</i>	<i>Pancratium humile</i>	<i>Braxireon humile</i>	Flora (Angiosp.)	17
<i>Narcissus papyraceus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Narcissus papyraceus papyraceus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Narcissus serotinus</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Nassarius corniculus</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Nasturtium officinale</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Natrix maura</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Natrix natrix</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Navicula cryptocephala exilis</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Navicula cuspidata</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Navicula cuspidata ambigua</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Navicula cuspidata heribaudi</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Navicula gastrum</i>	<i>Navicula aff gastrum</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Navicula lanceolata</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Navicula phyllepta</i>	<i>Navicula aff phyllepta</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Navicula pigmaea</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Navicula pupula</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Navicula radiosa</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Navicula salinarum</i>	<i>Navicula aff salinarum</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Navicula schroeteri</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Neohipparchia statilinus</i>	<i>Hipparchia statilinus</i>		Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Neolovenula alluaudi</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Neophron percnopterus</i>	<i>Vultur perenopterus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Nepeta tuberosa</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Nerium oleander</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Netocia opaca</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Netta rufina</i>	<i>Anas rufina</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Neumania elliptica</i>			Hidracn. (Arthrop.)	28
<i>Nicotiana glauca</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Nigella papilosa</i>	<i>Nigella hispanica</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Nitella capillaris</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Nitella flexilis</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Nitella mucronata</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Nitella translucens</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Nitocra lacustris</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Nitzschia acicularis</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia acuta</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia amphibia</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia amphioeys</i>	<i>Nitzschia aff amphioeys</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia circumscuta</i>	<i>Nitzschia aff circumscuta</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia clausi</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia closterium</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia commutata</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia commutata</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia cuspidata</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia dicephala</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia digitoradiata</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia dissipata</i>	<i>Nitzschia aff dissipata</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia fasciculata</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia filiformis</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia frugalis</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia frustulum</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia gibbula</i>	<i>Nitzschia aff gibbula</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia gracilis</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia halophila</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia hantzchiana</i>	<i>Nitzschia aff hantzchiana</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia hungarica</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia ignorata</i>	<i>Nitzschia aff ignorata</i>		Alga (Bacillar.)	4

<i>Nitzschia intermedia</i>	<i>Nitzschia aff intermedia</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia linearis</i>	<i>Nitzschia aff linearis</i>		Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia linearis</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia littoralis</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia longissima</i>			Alga (Bacillar.)	4
<i>Nitzschia lorenciana</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia navicularis</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia obtusa</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia palea</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia parvula</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia pusilla</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia recta</i>	<i>Nitzschia aff recta</i>		Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia reinhardii</i>	<i>Nitzschia aff reinhardii</i>		Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia seminulum</i>	<i>Nitzschia aff seminulum</i>		Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia sigma</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia sigmoidea</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia spectabilis</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia stagnorum</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia standeriella</i>	<i>Nitzschia aff standeriella</i>		Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia staurastrum</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia subtilis</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia tryblionella</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Nitzschia viridula</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Nonea vesicaria</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Noterus laevis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Notholca acuminata</i>			(Rotífera)	22
<i>Notiophilus marginatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Notodromas monachus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Numenius arquata</i>	<i>Numenius arquatus</i>	<i>Scolopax arquata</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Numenius phaeopus</i>	<i>Scolopax phaeopus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Numenius tenuirostris</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Nuphar lutea</i>	<i>Nuphar luteum</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Nyctalus sp.</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Nycticorax nycticorax</i>	<i>Ardea nycticorax</i>	<i>Nycticorax europaeus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Nymphaea alba</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Oceanites oceanicus</i>	<i>Procellaria oceanica</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Oceanodroma leucorhoa</i>	<i>Procellaria leucorrhoea</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Ochthebius aeneus</i>	<i>Asiobates aeneus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Ochthebius auropallens</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Ochthebius bifoveolatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Ochthebius dilatatus</i>	<i>Asiobates dilatatus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Ochthebius meridionalis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Ochthebius punctatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Ochthebius viridis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Octopus vulgaris</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Octospora neglecta</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Odontura glabricauda</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Oecanthus pellucens</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Oedipoda caerulea</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Oenanthe crocata</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Oenanthe fistulosa</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Oenanthe globulosa</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Oenanthe globulosa kunzei</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Oenanthe hispanica</i>	<i>Motacilla hispanica</i>	<i>Saxicola aurita</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Oenanthe lachenalii</i>			Flora (Angiosp.)	17
<i>Oenanthe leucopyga</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Oenanthe leucura</i>	<i>Turdus leucurus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Oenanthe oenanthe</i>	<i>Motacilla oenanthe</i>		Ave (Chordata)	32

<i>Oenothera longifolia longifolia</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Oithona nana</i>	<i>Oithona cf nana</i>	Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Olea europaea europaea</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Olea europaea oleaster</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Omaseus elongatus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Omocestus panteli</i>		Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Omphalina lilacinicolor</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Omphalina vesuviana</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Omphalotus olearius</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Oncorhynchus mykiss</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Onitis belial</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Ononis baetica</i>	<i>Ononis subspicata donnanae</i>	Flora (Angiosp.)	17
<i>Ononis baetica</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Ononis diffusa</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Ononis natrix</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Ononis pinnata</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Ononis repens australis</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Ononis subspicata</i>	<i>Ononis baetica baetica</i>	Flora (Angiosp.)	17
<i>Ononis variegata</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Onopordum dissectum</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Onopordum nervosum</i>	<i>Onopordum acanthium</i>	Flora (Angiosp.)	17
<i>Onthophagus andalusiacus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Onthophagus furcatus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Onthophagus maki</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Onthophagus marginalis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Onthophagus opacicollis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Onthophagus punctatus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Onthophagus similis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Onthophagus taurus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Onthophagus vacca</i>	<i>Palaeonthophagus vacca</i>	Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Oocystis parva</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Oocystis solitaria</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Ophiocytium maius</i>		Alga (Ochrophyta)	8
<i>Ophioglossum lusitanicum</i>		Helecho (Pterid.)	13
<i>Ophioglossum vulgatum</i>		Helecho (Pterid.)	13
<i>Ophisurus serpens</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Opuntia ficus -indica</i>		Flora (Angiosp.)	17
<i>Orchis laxiflora</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Orchis laxiflora laxiflora</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Orchis morio</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Oriolus oriolus</i>	<i>Coracias oriolus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Ornithogalum narbonense</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Ornithogalum orthophyllum baeticum</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Ornithopus compressus</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Ornithopus pinnatus</i>	<i>Ornithopus ebracteatus</i>	Flora (Angiosp.)	18
<i>Ornithopus sativus</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Ornithopus sativus isthmocarpus</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Ornithopus sativus macrorrhynchus</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Orobanche ramosa</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Orobanche reticulata</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Orthetrum cancellatum</i>		Odonato (Arthrop.)	24
<i>Orthetrum nitidinerve</i>		Odonato (Arthrop.)	24
<i>Oryctes nasicornis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Oryctolagus cuniculus</i>		Mamífero (Chord.)	33
<i>Oscillatoria amphigranulata</i>	<i>Oscillatoria aff amphigranulata</i>	Alga (Cyanobact.)	6
<i>Oscillatoria annae</i>	<i>Oscillatoria aff annae</i>	Alga (Cyanobact.)	6
<i>Oscillatoria formosa</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Oscillatoria laetevires</i>	<i>Oscillatoria aff laetevires</i>	Alga (Cyanobact.)	6

<i>Oscillatoria laetevires</i>	<i>Oscillatoria aff laetevires</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Oscillatoria limnetica</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Oscillatoria limosa</i>	<i>Oscillatoria aff limosa</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Oscillatoria okenis</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Oscillatoria plactonica</i>	<i>Oscillatoria aff plactonica</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Oscillatoria raciborskii</i>	<i>Oscillatoria aff raciborskii</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Oscillatoria rosea</i>	<i>Oscillatoria aff rosea</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Oscillatoria tenuis</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Osmunda regalis</i>			Helecho (Pterid.)	13
<i>Ossicaulis lignatilis</i>	<i>Nothopanus lignatilis</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Ostrea edulis</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Osyris alba</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Osyris quadripartita</i>	<i>Osyris lanceolata</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Otanthus maritimus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Otis tarda</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Otospermum glabrum</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Otus scops</i>	<i>Strix scops</i>	<i>Strix giu</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Ourococcus bicaudatus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Oxalis corniculata</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Oxalis pes-caprae</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Oxyopomyrmex saulcyi</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Oxythyrea funesta</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Oxyura jamaicensis</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Oxyura leucocephala</i>	<i>Anas leucocephala</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Oxyurella tenuicaudis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Pagellus acarne</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Pagellus bellotii</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Pagellus erythrinus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Pagophila eburnea</i>	<i>Pagophila alba</i>	<i>Larus eburnea</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Pagrus auriga</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Pagrus pagrus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Pagurus alatus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Pagurus prideauxi</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Pagurus sp.</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Palaemon serratus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Panaeolus antillarum</i>	<i>Anellaria phalaenarum</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Panaeolus ater</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Panaeolus rickenii</i>	<i>Panaeolus acuminatus</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Panaeolus sphinctrinus</i>	<i>Panaeolus papilionaceus</i>	<i>Panaeolus campanulatus</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Pancreatium maritimum</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pandion haliaetus</i>	<i>Falco haliaëtus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Pandorina morum</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Panicum repens</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Papaver dubium</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Papaver rhoeas</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Papilio machaon</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Parablennius gattorugine</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Paracentrotus lividus</i>			(Echinodermata)	21
<i>Paracyclops fimbriatus</i>	<i>Paracyclops cf fimbriatus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Paracymus phalacroides</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Paracymus scutellaris</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Paradromius linearis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Parapholis incurva</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Parapholis pycnantha</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Parapristipoma octolineatum</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Pararge aegeria</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Pararge aegeria</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Paratettix meridionalis</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25

<i>Parentucellia latifolia</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Parentucellia viscosa</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Parietaria judaica</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Parmelia sulcata</i>			Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Parmelina quercina</i>	<i>Parmelia tiliacea</i>	<i>Parmelina tiliacea</i>	Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Parmotrema hypolucinum</i>			Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Parmotrema perlatum</i>			Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Parmotrema pseudoreticulatum</i>			Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Parmotrema robustum</i>			Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Paronychia argentea</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Paronychia cymosa</i>	<i>Chaetonychia cymosa</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Parthenope angulifrons</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Parus caeruleus</i>	<i>Cyanistes caeruleus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Parus cristatus</i>	<i>Lophophanes cristatus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Parus major</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Paspalum paspalodes</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Paspalum vaginatum</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Passer domesticus</i>	<i>Fringilla domestica</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Passer hispaniolensis</i>	<i>Fringilla hispaniolensis</i>	<i>Passer salicicolus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Passer montanus</i>	<i>Fringilla montana</i>	<i>Fringilla campestris</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Paxillus involutus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Pecten maximus</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Pediastrum boryanum</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Pediastrum distincta</i>	<i>Pediastrum aff distincta</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Pediastrum duplex</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Pediastrum simplex</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Pediastrum tetras</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Pedicularis sylvatica</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pedicularis sylvatica lusitanica</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pelecanus onocrotalus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Pelecanus rufescens</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Pelobates cultripes</i>			Anfibio (Chordata)	29
<i>Pelochares versicolor</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Pelodytes ibericus</i>			Anfibio (Chordata)	29
<i>Peltodytes caesus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Peniophora malençonii</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Peniophora quercina</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Peringia ulvae</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Pernis apivorus</i>	<i>Falco apivorus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Petromyzon marinus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Petronia petronia</i>	<i>Fringilla petronia</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Peziza ammophila</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Peziza atrospora</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Peziza badia</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Peziza limnaea</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Peziza varia</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Peziza vesiculosa</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Pezotettix giornae</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Phacus acuminatus</i>	<i>Phacus aff acuminatus</i>		Alga (Euglen.)	7
<i>Phacus brevicaudatus</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Phacus caudatus</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Phacus curvicauda</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Phacus orbicularis</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Phacus pseudonordstedtii</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Phacus pusillus</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Phacus pyrum</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Phacus raciborskii</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Phacus tortus</i>			Alga (Euglen.)	7

<i>Phaeoceros laevis</i>	<i>Anthoceros laevis</i>		(Anthocerotophyta)	12
<i>Phaeolus schweinitzii</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Phalacrocorax carbo</i>	<i>Carbo cormoranus</i>	<i>Pelecanus carbo</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Phalaris brachystachys</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Phalaris minor</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Phalaris paradoxa</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Phalaropus fulicarius</i>	<i>Phalaropus fulicaria</i>	<i>Tringa fulicularia</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Phalaropus lobatus</i>	<i>Tringa lobata</i>	<i>Lobipes lobatus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Phalaropus tricolor</i>	<i>Steganopus tricolor</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Phaleria cadaverina</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Phallus hadriani</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Phaneroptera nana</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Pharus legumen</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Phasianus colchicus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Pheidole pallidula</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Phellinus torulosus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Pheropsophus hispanicus</i>	<i>Stenaptinus hispanicus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Phillyrea angustifolia</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Phillyrea latifolia</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Philodina sp.</i>			(Rotífera)	22
<i>Philomachus pugnax</i>	<i>Tringa pugnax</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Phocoena phocoena</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Phoeniconaias minor</i>	<i>Phoenicopterus minor</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Phoenicopterus chilensis</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Phoenicopterus roseus</i>	<i>Phoenicopterus ruber roseus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Phoenicurus ochruros</i>	<i>Motacilla ochuros</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Phoenicurus phoenicurus</i>	<i>Motacilla phoenicurus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Phoenix canariensis</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pholiota graminis</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Pholiota highlandensis</i>	<i>Pholiota carbonaria</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Pholiota lubrica</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Phormidium foveolarum</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Phormidium fragile</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Phormidium tennue</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Phragmites australis</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Phragmites communis</i>	<i>Phragmites australis australis</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Phragmites isiaca</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Phycis phycis</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Phyllognathus excavatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Phyllonotus trunculus</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Phylloporus rhodoxanthus</i>	<i>Phylloporus pelletieri</i>	<i>Phylloporus paradoxus</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Phylloscopus bonelli</i>	<i>Sylvia bonelli</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Phylloscopus brehmii</i>	<i>Phylloscopus ibericus</i>	<i>Phylloscopus collybita brehmii</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Phylloscopus collybita</i>	<i>Sylvia collybita</i>	<i>Phyllopneuste rufa</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Phylloscopus fuscatus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Phylloscopus inornatus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Phylloscopus proregulus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Phylloscopus schwarzi</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Phylloscopus sibilatrix</i>	<i>Motacilla sibilatrix</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Phylloscopus trochilus</i>	<i>Phylloscopus trochillus</i>	<i>Motacilla trochillus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Physella acuta</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Physeter catodon</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Phytolacca americana</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Phytolacca dioica</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pica pica</i>	<i>Corvus pica</i>	<i>Pica rustica</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Picris echioides</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Picus viridis</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Pieris brassicae</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27

<i>Pieris rapae</i>	<i>Artogeia rapae</i>		Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Pilumnus villosissimus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Pimelia costata</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Pimpinella villosa</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pinguicula lusitanica</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pinna pectinata</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Pinnularia appendiculata</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Pinnularia borealis</i>	<i>Pinnularia aff borealis</i>		Alga (Bacillar.)	5
<i>Pinnularia braunii amphicephala</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Pinnularia divergens</i>	<i>Pinnularia aff divergens</i>		Alga (Bacillar.)	5
<i>Pinnularia gibba</i>	<i>Pinnularia aff gibba</i>		Alga (Bacillar.)	5
<i>Pinnularia hemiptera</i>	<i>Pinnularia aff hemiptera</i>		Alga (Bacillar.)	5
<i>Pinnularia lundii</i>	<i>Pinnularia aff lundii</i>		Alga (Bacillar.)	5
<i>Pinnularia major</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Pinnularia microstaurum</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Pinnularia nodosa</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Pinnularia paralelestriata</i>	<i>Pinnularia aff paralelestriata</i>		Alga (Bacillar.)	5
<i>Pinnularia viridis</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Pinus pinaster</i>			Flora (Gymnosp.)	14
<i>Pinus pinea</i>			Flora (Gymnosp.)	14
<i>Piona carnea</i>			Hidracn. (Arthrop.)	28
<i>Piona nodata</i>			Hidracn. (Arthrop.)	28
<i>Pipistrellus pipistrellus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Piptatherum miliaceum</i>	<i>Oryzopsis miliacea</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Piptatherum thomasi</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pisolithus arhizus</i>	<i>Pisolithus tinctorius</i>	<i>Pisolitus arhyzus</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Pistacia lentiscus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pisum sativum sativum</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pithya cupressina</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Plagiolepis pygmaea</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Plagiolepis schmitzii</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Planorbis matidjensis</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Planorbis planorbis</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Plantago afra</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Plantago bellardii</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Plantago coronopus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Plantago crassifolia</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Plantago lagopus</i>	<i>Plantago lusitanica</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Plantago lanceolata</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Plantago loeflingii</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Plantago maritima</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Plantago media</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Plantago serraria</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Platalea alba</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Platalea leucorodia</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Platycleis tessellata</i>	<i>Tessellana tessellata</i>		Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Platyderus emblema</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Platyias quadricornis</i>			(Rotífera)	22
<i>Platytarus famini</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Plebejus argus</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Plectania melastoma</i>	<i>Urnula rhytidia</i>		Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Plectorhynchus mediterraneus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Plectrophenax nivalis</i>	<i>Calcarius nivalis</i>	<i>Emberiza nivalis</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Plegadis falcinellus</i>	<i>Tantalus falcinellus</i>	<i>Falcinellus igneus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Pleurochaete squarrosa</i>			Musgo (Bryoph.)	11
<i>Pleurodeles waltl</i>			Anfibio (Chordata)	29
<i>Pleurosigma elongatum</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Pleurotaenium ehrenbergi</i>			Alga (Chloroph.)	5

<i>Pleurotellus graminicola</i>	<i>Pleurotellus hypnophilus</i>	<i>Crepidotus herbarum</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Pleuroxus aduncus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Plicaturopsis crispa</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Ploceus cucullatus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Pluteus cervinus</i>	<i>Pluteus atricapillus</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Pluteus griseopus</i>	<i>Pluteus nanus</i>	<i>Agaricus nanus</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Pluteus petasatus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Pluteus podospileus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Pluteus satur</i>	<i>Pluteus pallescens</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Pluteus seticeps</i>	<i>Pluteus podospileus minutissimus</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Pluvialis apricaria</i>	<i>Charadrius apricarius</i>	<i>Pluvialis apricarius</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Pluvialis squatarola</i>	<i>Charadrius squatarola</i>	<i>Tringa squatarola</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Poa annua</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Poa compressa</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Poa infirma</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Poa trivialis</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Poa trivialis silvicola</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Podarcis hispanica</i>	<i>Lacerta hispanica</i>		Reptil (Chordata)	30
<i>Podiceps auritus</i>	<i>Colymbus auritus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Podiceps cristatus</i>	<i>Colymbus cristatus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Podiceps nigricollis</i>	<i>Podiceps caspicus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Podoedra distracta</i>	<i>Podoedra aff distracta</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Poecilus crenulatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Poecilus kugelanni</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Poecilus quadricollis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Poephilia guttata</i>	<i>Poephilia guttata</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Pogonus meridionalis</i>	<i>Pogonoidius meridionalis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Polyarthra vulgaris</i>	<i>Polyarthra cf vulgaris</i>		(Rotífera)	22
<i>Polybius henslowii</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Polycarpon alsinifolium</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polycarpon diphyllum</i>	<i>Polycarpon tetraphyllum diphyllum</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Polycarpon tetraphyllum</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polycarpon tetraphyllum tetraphyllum</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polygala vulgaris</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polygonum amphibium</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polygonum arenastrum</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polygonum aviculare</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polygonum equisetiforme</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polygonum hydropiper</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polygonum maritimum</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polygonum maritimus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polygonum salicifolium</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polygonum viridis</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polyommatus icarus</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Polyommatus icarus bellicarius</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Polyommatus semiargus</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Polypogon maritimus maritimus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polypogon monspeliensis</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polypogon viridis</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Polyporus arcularius</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Polyporus meridionalis</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Polystichus connexus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Pomadasys incisus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Pomatomus saltator</i>	<i>Pomatomus saltatrix</i>		Pez (Chordata)	28
<i>Pomatoschistus microps</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Pomatoschistus minutus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Pomatoschistus sp.</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Pompholyx sulcata</i>			(Rotífera)	22

<i>Pontia daplídice</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Pontocaris lacazei</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Populus alba</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Populus nigra</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Poronia punctata</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Porphyrio alleni</i>	<i>Porphyryla alleni</i>	<i>Porphyrio variegatus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Porphyrio porphyrio</i>	<i>Fulica porphyrio</i>	<i>Porphyrio caeruleus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Porzana carolina</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Porzana parva</i>	<i>Rallus parvus</i>	<i>Porzana minuta</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Porzana porzana</i>	<i>Rallus porzana</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Porzana pusilla</i>	<i>Rallus pusillus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Potamogeton crispus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Potamogeton lucens</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Potamogeton natans</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Potamogeton pectinatus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Potamogeton polygonifolius</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Potamogeton pusillus</i>	<i>Potamogeton panormitanus</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Potamogeton trichoides</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Potentilla erecta</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Potentilla reptans</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Proales globulifera</i>			(Rotífera)	22
<i>Processa sp.</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Prodorylaimus filiarum</i>			(Nematoda)	20
<i>Prunella collaris</i>	<i>Sturnus collaris</i>	<i>Accentor alpinus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Prunella modularis</i>	<i>Motacilla modularis</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Psammmodromus algirus</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Psammmodromus hispanicus</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Psathyrella ammophylla</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Psathyrella candolleana</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Psathyrella flexispora</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Psathyrella panaeoloides</i>	<i>Psathyra panaeoloides</i>	<i>Drosophila panaeoloides</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Psathyrella piluliformis</i>	<i>Psathyrella hydrophila</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Psathyrella spadiceogrisea vernalis</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Pseudorlaya minuscula</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pseudorlaya pumila</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pseudoscabiosa diandra</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pseudotergumia fidia</i>	<i>Hipparchia fidia</i>		Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Psilocybe coprophila</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Psilocybe merdaria</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Psilocybe merdicola</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Psittacula krameri</i>	<i>Psittacus krameri</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Psittacus erithacus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Pteridium aquilinum</i>			Helecho (Pterid.)	13
<i>Pterocephalus diandrus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pterocephalus intermedius</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pterocles alchata</i>	<i>Tetrao alchata</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Pterocles orientalis</i>	<i>Tetrao orientalis</i>	<i>Pterocles arenarius</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Pterolepis spoliata</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Pteromonas angulosa</i>	<i>Pteromonas aff angulosa</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Pteromylaeus bovinus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Ptyonoprogne rupestris</i>	<i>Hirundo rupestris</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Puccinellia fasciculata</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Puccinellia festuciformis</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Puffinus gravis</i>	<i>Procellaria gravis</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Puffinus griseus</i>	<i>Procellaria grisea</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Puffinus mauretanicus</i>	<i>Puffinus puffinus / yelkouan mauretanicus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Puffinus puffinus</i>	<i>Procellaria puffinus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Pulicaria dysenterica</i>			Flora (Angiosp.)	18

<i>Pulicaria paludosa</i>	<i>Pulicaria uliginosa</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Pycnocomon intermedium</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Pyrgomorpha conica</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Pyronema domestica</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Pyronia bathseba</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Pyronia cecilia</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Pyronia tithonus</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Pyrrhocorax pyrrhocorax</i>	<i>Upupa pyrrhocorax</i>	<i>Coracia gracula</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Pyrrhula pyrrhula</i>	<i>Loxia pyrrhula</i>	<i>Pyrrhula vulgaris</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Pyrus bourgaeana</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Quelea quelea</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Quercus canariensis</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Quercus coccifera</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Quercus ilex ballota</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Quercus rotundifolia</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Quercus suber</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Radiola linnoides</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Raja asterias</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Raja clavata</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Raja miraletus</i>			Pez (Chordata)	28
<i>Rallus aquaticus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Rana perezi</i>	<i>Pelophylax perezi</i>	<i>Rana ridibunda</i>	Anfibio (Chordata)	29
<i>Ranunculus aleae</i>	<i>Ranunculus bulbosus aleae</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Ranunculus baudotii</i>	<i>Ranunculus peltatus baudotii</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Ranunculus bulbosus ascendens</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ranunculus bullatus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ranunculus ficaria</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ranunculus flammula flammula</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ranunculus muricatus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ranunculus ophioglossifolius</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ranunculus parviflorus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ranunculus peltatus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ranunculus peltatus microcarpus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ranunculus peltatus saniculifolius</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ranunculus sardous</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ranunculus trilobus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ranunculus tripartitus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Raphanus raphanistrum</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Raphidiopsis mediterranea</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Rapistrum rugosum</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rattus novergicus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Rattus rattus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Recurvirostra avosetta</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Regulus ignicapilla</i>	<i>Regulus ignicapillus</i>	<i>Sylvia ignicapilla</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Regulus regulus</i>	<i>Motacilla regulus</i>	<i>Regulus cristatus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Reichardia gaditana</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Reichardia intermedia</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Reichardia tingitana</i>	<i>Sonchus hispanicum</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Remiz pendulinus</i>	<i>Motacilla pendulinus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Reseda media</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Resupinatus applicatus</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Retama monosperma</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Retama raetam</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rhabdoderma lineare</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Rhabdotocarabus melancholicus</i>	<i>Carabus melancholicus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Rhamnus alaternus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rhamnus oleoides</i>	<i>Rhamnus lycioides oleoides</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Rhantus hispanicus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26

<i>Rhantus suturalis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Rhizopogon luteolus</i>	<i>Rhizopogon obtextus</i>		Hongo (Basidiom.)	10
<i>Rhizopogon roseolus</i>	<i>Rhizopogon rubescens</i>	<i>Rhizopogon vulgaris</i>	Hongo (Basidiom.)	10
<i>Rhodomonas minuta</i>			Alga (Ochrophyta)	8
<i>Rhopalodia gibba</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Rhopalodia musculus</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Riccia ciliifera</i>			(Hepatophyta)	12
<i>Riccia fluitans</i>			(Hepatophyta)	12
<i>Riccia gougetiana</i>			(Hepatophyta)	12
<i>Riccia macrocarpa</i>			(Hepatophyta)	12
<i>Ricciocarpos natans</i>			(Hepatophyta)	12
<i>Ricinus communis</i>	<i>Ricinus communis</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Ridolfia segetum</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Riella helicophylla</i>			(Hepatophyta)	12
<i>Riella notarisii</i>			(Hepatophyta)	12
<i>Rinechis scalaris</i>	<i>Elaphe scalaris</i>		Reptil (Chordata)	30
<i>Riparia riparia</i>	<i>Hirundo riparia</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Rissa tridactyla</i>	<i>Larus tridactylus</i>	<i>Larus rissa</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Rissoides desmaresti</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Romulea bulbocodium</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Romulea ramiflora gaditana</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Romulea ramiflora ramiflora</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Roripa nastutitium-acuaticum</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Roripa valdes-bermejoi</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rosa canina</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rosmarinus officinalis</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rostraria cristata</i>	<i>Lophochloa cristata</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Rostraria phleoides</i>	<i>Lophochloa hispida</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Rostraria pumila</i>	<i>Lophochloa pumila</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Rubia peregrina</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rubia peregrina longifolia</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rubus ulmifolius</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rumex acetosella</i>	<i>Rumex angiocarpus</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Rumex acetosella angiocarpus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rumex biformis</i>	<i>Rumex acetosa biformis</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Rumex bucephalophorus hispanicus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rumex conglomeratus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rumex crispus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rumex dentatus</i>	<i>Rumex halacsyi</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Rumex dentatus callosissimus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rumex dentatus halacsyi</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rumex pulcher</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rumex pulcher divaricatus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rumex roseus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Rumex tingitanus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ruppia cirrhosa</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ruppia drepanensis</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ruppia maritima maritima</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ruscus aculeatus</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Ruspolia nitidula</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Russula acrifolia</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Russula amoenolens</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Russula atropurpurea</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Russula cessans</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Russula chloroides</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Russula cicatricata</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Russula drimeia</i>	<i>Russula sardonía</i>		Hongo (Basidiom.)	10

<i>Russula fragilis</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Russula odorata lilacinicolor</i>			Hongo (Basidiom.)	10
<i>Russula thyrenica</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Russula torulosa</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Russula violeipes</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Rutilus lemmingii</i>	<i>Chondrostoma lemmingii</i>		Pez (Chordata)	29
<i>Saccharum ravennae</i>	<i>Erianthus ravennae</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Sagina apetala</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Sagina apetala apetala</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Sagina maritima</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Salicornia europaea</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Salicornia ramosissima</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Salix alba</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Salix atrocinerea</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Salix fragilis</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Salix matritensis</i>	<i>Salix purpurea x Salix salviifolia</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Salix purpurea</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Salix secalliana</i>	<i>Salix atrocinerea x Salix salvipeli</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Salsola kali</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Salsola soda</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Samolus valerandi</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Saprinus caerulescens</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	<i>Arthrocnemum fruticosum</i>	<i>Salicornia fruticosa</i>	Flora (Angiosp.)	18
<i>Sarcocornia perennis</i>	<i>Arthrocnemum perenne</i>		Flora (Angiosp.)	18
<i>Sarcocornia perennis alpini</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Sarcodon glaucopus</i>	<i>Sarcodon amarescens</i>		Hongo (Basidiom.)	11
<i>Sardina pilchardus</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Sardinella aurita</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Sarpa salpa</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Satureja graeca</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Saxicola rubetra</i>	<i>Motacilla rubetra</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Saxicola torquatus</i>	<i>Saxicola torquata</i>	<i>Muscicapa torquata</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Scabiosa semipapposa</i>			Flora (Angiosp.)	18
<i>Scabiosa turolensis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scapholeberis aurita</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Scapholeberis mucronata</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Scapholeberis rammneri</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Scarabaeus cicatricosus</i>	<i>Ateuchus cicatricosus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Scarabaeus sacer</i>	<i>Ateuchus sacer</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Scarites occidentalis</i>	<i>Scallophorites occidentalis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Scenedesmus abundans</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus acuminatus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus acutus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus denticulatus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus dimorphus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus ecornis</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus falcatus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus flexuosus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus intermedius</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus opoliensis</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus ovalternus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus quadispina</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus quadricauda</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus quadricauda maximus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus smithii</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus spinosus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Scenedesmus tenuispina</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Schizophyllum commune</i>			Hongo (Basidiom.)	11

<i>Schoenus nigricans</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scirpoides holoschoenus</i>	<i>Scirpus holoschoenus</i>	<i>Holoschoenus vulgaris</i>	Flora (Angiosp.)	19
<i>Scirpus cernuus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scirpus fluitans</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scirpus lacustris</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scirpus littoralis termalis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scirpus maritimus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scirpus pseudosetaceus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scirpus tabernaemontani</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scleroderma bovista</i>	<i>Scleroderma fuscum</i>		Hongo (Basidiom.)	11
<i>Scleroderma meridionale</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Scleroderma polyrhizum</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Scleroderma verrucosum</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Scolopax rusticola</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Scolymus hispanicus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scolymus maculatus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scomber japonicus</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Scomber scombrus</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Scophthalmus rhombus</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Scophthalmus sp.</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Scorpaena notata</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Scorpiurus muricatus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scorpiurus sulcatus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scorpiurus vermiculatus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scorzonera fistulosa</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scorzonera laciniata</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scirpus lacustris lacustris</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scirpus lacustris tabernaemontani</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scrophularia auriculata</i>	<i>Scrophularia lyrata</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Scrophularia canina</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scrophularia canina canina</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scrophularia frutescens</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scutellaria minor</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Scutellinia scutellata</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Scutellinia umbrarum</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Scyonia carinata</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Sedum album</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Sedum lagascae</i>	<i>Sedum maireanum</i>	<i>Sedum villosum ramosum</i>	Flora (Angiosp.)	19
<i>Sedum villosum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Segmentina complanata</i>	<i>Hippeutis complanatus</i>	<i>Planorbis complanatus</i>	Molusco (Mollusca)	21
<i>Selaginella denticulata</i>			Helecho (Lycop.)	13
<i>Selenastrum capricornutum</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Selenastrum minutum</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Semitobrilus pellucidus</i>			(Nematoda)	20
<i>Senecio aquaticus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Senecio doria</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Senecio gallicus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Senecio glaucus coronopifolius</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Senecio jacobea</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Senecio lividus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Senecio sylvaticus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Senecio vulgaris</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Sepia officinalis</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Sepidium bidentatum</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Sepietta neglecta</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Sepiola atlantica</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Sepiola sp.</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Serapias lingua</i>			Flora (Angiosp.)	19

<i>Serapias parviflora</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Sericotrupes niger</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Serinus serinus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Serranus cabrilla</i>		Pez (Chordata)	29
<i>Serranus hepatus</i>		Pez (Chordata)	29
<i>Serranus scriba</i>		Pez (Chordata)	29
<i>Sesamoides canescens</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Sesamoides interrupta</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Sesamoides lati folia</i>	<i>Sesamoides suffruticosa latifolia</i>	Flora (Angiosp.)	19
<i>Sherardia arvensis</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene alba</i>	<i>Silene latifolia</i>	Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene colorata</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene conoidea</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene cretica</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene gallica</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene gracilis</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene laeta</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene latifolia</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene littorea</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene longicaulis</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene micropetala</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene nicaeensis</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene nocturna</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene nocturna nocturna</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene portensis</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene ramosissima</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene scabriflora</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene vulgaris</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silene vulgaris vulgaris</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Silpha tristis</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Silybum marianum</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Simocephalus exspinosus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Simocephalus vetulus</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Sinapis arvensis</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Sisymbrium officinale</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Sitta europaea</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Smilax aspera</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Smilax aspera altissima</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Solanum dulcamara</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Solanum nigrum</i>	<i>Solanum nigra</i>	Flora (Angiosp.)	19
<i>Solanum sodomium</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Solea lascaris</i>		Pez (Chordata)	29
<i>Solea senegalensis</i>		Pez (Chordata)	29
<i>Solea vulgaris</i>		Pez (Chordata)	29
<i>Solen marginatus</i>	<i>Solen vagina</i>	Molusco (Mollusca)	21
<i>Solenopsis robusta</i>		Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Somateria mollissima</i>	<i>Anas mollissima</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Sonchus asper</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Sonchus asper glaucescens</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Sonchus maritimus</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Sonchus maritimus aquatilis</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Sonchus oleraceus</i>	<i>Sonchus oleracea</i>	Flora (Angiosp.)	19
<i>Sonchus tenerrimus</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Sparganium erectum</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Sparganium erectum erectum</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Sparganium erectum neglectum</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Spartina alterniflora</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Spartina densiflora</i>		Flora (Angiosp.)	19

<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus auratus</i>		Pez (Chordata)	29
<i>Spatangus purpureus</i>			(Echinodermata)	21
<i>Spergula arvensis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Spergularia bocconeii</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Spergularia longipes</i>	<i>Spergularia purpurea</i>	<i>Spergularia rubra longipes</i>	Flora (Angiosp.)	19
<i>Spergularia marginata</i>	<i>Spergularia media</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Spergularia marina</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Spergularia nicaeensis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Spergularia rubra</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Spergularia salina</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Spergularia segetalis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Spergularia tangerina</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Sphaerocystis schroederi</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Sphagnum denticulatum</i>			Musgo (Bryoph.)	11
<i>Sphenopus divaricatus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Sphingonotus azureus</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Sphoeroides spengleri</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Sphyraena sphyraena</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Spicara flexuosa</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Spicara maena</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Spicara sp.</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Spirogyra communis</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Spirogyra ellipsospora</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Spirogyra majuscula</i>	<i>Spirogyra aff majuscula</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Spirogyra perforans</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Spirogyra varians</i>	<i>Spirogyra aff varians</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Spirulina labyrinthiformis</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Spirulina laxissima</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Spirulina platensis</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Spirulina sp.</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Spondyliosoma cantharus</i>	<i>Cantharus cantharus</i>		Pez (Chordata)	29
<i>Sporobolus pungens</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Sporobolus virginicus arenarius</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Squilla mantis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Stachys arvensis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Staphylinus medioximus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Stauracanthus genistoides</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Staurastrum punctulatum</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Staurodesmus dickie circularis</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Stauroneis acuta</i>	<i>Stauroneis aff acuta</i>		Alga (Bacillar.)	5
<i>Stauroneis anceps</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Stauroneis phoenicenteron</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Stauroneis salina</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Stellaria media</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Stellaria pallida</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Stenella coeruleoalba</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Stenolophus teutonius</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Stephanodiscus dubius</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Stercorarius parasiticus</i>	<i>Larus parasiticus</i>	<i>Stercorarius crepidatus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Stercorarius pomarinus</i>	<i>Lestris pomarinus</i>	<i>Stercorarius pomatorhinus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Stereum gausapatum</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Stereum hirsutum</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Sterna albifrons</i>	<i>Sterna minuta</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Sterna bengalensis</i>	<i>Thalasseus bengalensis</i>	<i>Sterna media</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Sterna caspia</i>	<i>Hydroprogne caspia</i>	<i>Hydroprogne tschegrava</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Sterna dougallii</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Sterna fuscata</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Sterna hirundo</i>	<i>Sterna fluviatilis</i>		Ave (Chordata)	32

<i>Sterna maxima</i>	<i>Thalasseus maximus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Sterna nilotica</i>	<i>Gelochelidon nilotica</i>	<i>Sterna angelica</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Sterna paradisaea</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Sterna sandvicensis</i>	<i>Thalasseus sandvicensis</i>	<i>Sterna cantiaca</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Steropleurus recticarinatus</i>	<i>Uromenus rec ticarinatus</i>		Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Steropus globosus</i>	<i>Corax globosus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Stipa gigantea</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Stipa tenacissima</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Streptocephalus torvicornis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Streptopelia decaocto</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Streptopelia orientalis</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Streptopelia senegalensis</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Streptopelia turtur</i>	<i>Columba turtur</i>	<i>Turtur auritus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Strix aluco</i>	<i>Strix stridula</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Stromateus fiatola</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Stropharia semiglobata</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Strymonidia esculi</i>	<i>Satyrium sculi</i>	<i>Nordmannia esculi</i>	Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Strymonidia spini</i>	<i>Satyrium spini</i>	<i>Strymon spini</i>	Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Sturnus roseus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Sturnus unicolor</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Sturnus vulgaris</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Suaeda maritima</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Suaeda maritima maritima</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Suaeda splendens</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Suaeda vera</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Suillus bellinii</i>	<i>Boletus boudieri</i>		Hongo (Basidiom.)	11
<i>Suillus collinitus</i>	<i>Suillus fluryi</i>		Hongo (Basidiom.)	11
<i>Suillus mediterraneensis</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Suncus etruscus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Surirella ovalis</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Surirella ovata</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Surirella ovata apiculata</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Surirella striatula</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Surirella tenera</i>	<i>Surirella aff tenera</i>		Alga (Bacillar.)	5
<i>Sus scrofa</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Sylvia atricapilla</i>	<i>Motacilla atricapilla</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Sylvia borin</i>	<i>Motacilla borin</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Sylvia cantillans</i>	<i>Motacilla cantillans</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Sylvia communis</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Sylvia conspicillata</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Sylvia curruca</i>	<i>Motacilla curruca</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Sylvia hortensis</i>	<i>Motacilla hortensis</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Sylvia melanocephala</i>	<i>Motacilla melanocephala</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Sylvia undata</i>	<i>Motacilla undata</i>	<i>Melizophilus provincialis</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Sympetrum fonscolombei</i>			Odonato (Arthrop.)	24
<i>Sympetrum meridionale</i>			Odonato (Arthrop.)	24
<i>Sympetrum sanguineum</i>			Odonato (Arthrop.)	24
<i>Sympetrum striolatum</i>			Odonato (Arthrop.)	24
<i>Symphodus bailloni</i>	<i>Crenilabrus bailloni</i>		Pez (Chordata)	29
<i>Symphodus cinereus</i>	<i>Crenilabrus cinereus</i>		Pez (Chordata)	29
<i>Synaptura lusitanica</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Synchaeta oblonga</i>	<i>Synchaeta cf oblonga</i>		(Rotifera)	22
<i>Synechococcus lineare</i>	<i>Synechococcus aff lineare</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Synechococcus sp.</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Synechococcus aeruginosus</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Synedra acus</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Synedra acus radians</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Synedra rumpens</i>			Alga (Bacillar.)	5

<i>Synedra tabulata</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Synedra ulna</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Syngnathus abaster</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Syngnathus acus</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Syntomus foveolatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Tachybaptus ruficollis</i>	<i>Podiceps ruficollis</i>	<i>Colymbus ruficollis</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Tadorna cana</i>	<i>Casarca cana</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Tadorna ferruginea</i>	<i>Tadorna casarca</i>	<i>Anas ferruginea</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Tadorna tadorna</i>	<i>Tadorna bellonii</i>	<i>Anas tadorna</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Taenidia trisignata</i>	<i>Eugrapha trisignata</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Tamarix africana</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Tamarix canariensis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Tamarix gallica</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Tamarix parviflora</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Tamus communis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Tanymastix stagnalis</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Tapinoma erraticum</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Tapinoma nigerrimum</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Tarentola mauritanica</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Teesdalia coronopifolia</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Tentyria andalusiaca</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Tentyria platyceps</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Tephrocye anthracophila</i>	<i>Lyophyllum anthracophilum</i>	<i>Collybia carbonaria</i>	Hongo (Basidiom.)	11
<i>Testudinella clypeata</i>			(Rotífera)	22
<i>Testudinella mucronata</i>	<i>Testudinella cf mucronata</i>		(Rotífera)	22
<i>Testudinella patina</i>			(Rotífera)	22
<i>Testudinella sp.</i>			(Rotífera)	22
<i>Testudo graeca</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Tetraclinis articulata</i>			Flora (Gymnosp.)	14
<i>Tetrademus crocini</i>	<i>Tetrademus aff crocini</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Tetrademus wisconsinensis</i>	<i>Scenedesmus wisconsinensis</i>		Alga (Cyanobact.)	6
<i>Tetraedon caudatum</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Tetraedon minimum scrobiculatum</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Tetraedon regulare</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Tetraedon trigonum</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Tetraedron triangulare</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Tetraedron victoriae</i>	<i>Tetraedron aff victoriae</i>		Alga (Chloroph.)	5
<i>Tetramorium caespitum</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Tetramorium hispanicum</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Tetramorium semilaeve</i>			Himenóp. (Arthr.)	25
<i>Tetraspora gelatinosa</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Tetrastrum heteracanthum</i>			Alga (Cyanobact.)	6
<i>Tetrax tetrax</i>	<i>Otis tetrax</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Tettigonia viridissima</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Teucrium fruticans</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Teucrium scordioides</i>	<i>Teucrium scordium scordioides</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Thalassiosira fluviatilis</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Thalassiosira weissflogii</i>			Alga (Bacillar.)	5
<i>Thapsia maxima</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Thapsia nitida meridionalis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Thapsia villosa</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Thelephora caryophyllea</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Thelephora caryophyllea</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Thelephora terrestris</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Thelephora terrestris</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Thelypteris palustris</i>	<i>Thelypteris thelypteroides glabra</i>		Helecho (Pterid.)	13
<i>Thermocyclops dybowskii</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Thorectes hispanus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26

<i>Thorella verticillatunundata</i>	<i>Thorella verticillainundata</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Threskiornis aethiopicus</i>	<i>Threskiornis aethiopica</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Thymbra capitata</i>	<i>Satureja capitata</i>	<i>Thymus capitatus</i>	Flora (Angiosp.)	19
<i>Thymelicus acteon</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Thymus albicans</i>	<i>Thymus tomentosus virescens</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Thymus carnosus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Thymus mastichina</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Thymus mastichina donyanae</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Thymus tomentosus</i>	<i>Thymus mastichina donyanae</i>	<i>Thymus mastichina mastichina</i>	Flora (Angiosp.)	19
<i>Tolpis barbata</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Tolpis umbellata</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Tolypella salina</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Tomentella terrestris</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Torgos tracheliotus</i>	<i>Torgos tracheliotus</i>	<i>Aegyptius tracheliotus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Torilis arvensis neglecta</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Torilis nodosa</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Torpedo marmorata</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Torpedo nobiliana</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Torpedo torpedo</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Torrendia pulchella</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Tortula muralis</i>			Musgo (Bryoph.)	11
<i>Trachelomonas hispida</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Trachelomonas intermedia</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Trachelomonas oblonga</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Trachelomonas orenburgica</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Trachelomonas scabra</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Trachelomonas stockensiana</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Trachelomonas varians</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Trachelomonas verrucosa</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Trachelomonas volvocina</i>			Alga (Euglen.)	7
<i>Trachemys scripta elegans</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Trachinotus ovatus</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Trachinus draco</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Trachurus sp.</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Trachurus trachurus</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Trachynia distachya</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trametes versicolor</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Trechus obtusus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Trechus quadristriatus</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Tremella mesenterica</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Tretocephala ambigua</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Treubaria setigera</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Treubaria triappendiculata</i>			Alga (Chloroph.)	5
<i>Tribonema aequale</i>			Alga (Ochrophyta)	8
<i>Tribonema angustissimum</i>			Alga (Ochrophyta)	8
<i>Tribonema elegans</i>			Alga (Ochrophyta)	8
<i>Tribonema minus</i>			Alga (Ochrophyta)	8
<i>Tribonema viride</i>			Alga (Ochrophyta)	8
<i>Tribonema vulgare</i>			Alga (Ochrophyta)	8
<i>Tribulus terrestris</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trichaptum bifforme</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Trichaptum fuscoviolaceum</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Trichocerca bidens</i>			(Rotífera)	22
<i>Trichocerca elongata</i>			(Rotífera)	22
<i>Trichocerca gillardi</i>			(Rotífera)	22
<i>Trichocerca mollis</i>			(Rotífera)	22
<i>Trichocerca myersi</i>			(Rotífera)	22
<i>Trichocerca rattus</i>			(Rotífera)	22

<i>Tricholoma equestre</i>	<i>Tricholoma auratum</i>	<i>Tricholoma flavovirens</i>	Hongo (Basidiom.)	11
<i>Tricholoma fracticum</i>	<i>Tricholoma batschii</i>	<i>Tricholoma subannulatum</i>	Hongo (Basidiom.)	11
<i>Tricholoma squarrulosum</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Tricholoma sulphureum</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Trichostomum brachydontium</i>			Musgo (Bryoph.)	11
<i>Trichotria</i> sp.			(Rotífera)	22
<i>Trichotria tetractis</i>			(Rotífera)	22
<i>Trifolium angustifolium</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium arvense</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium campestre</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium cernuum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium cherleri</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium dubium</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium fragiferum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium glomeratum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium isthmocarpum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium laevigatum</i>	<i>Trifolium strictum</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium lappaceum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium michelianum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium micranthum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium nigrescens nigrescens</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium occidentale</i>	<i>Trifolium repens occidentale</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium ornithopodioides</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium repens</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium repens repens</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium resupinatum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium scabrum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium spumosum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium squamosum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium stellatum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium striatum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium strictum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium subterraneum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium suffocatum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trifolium tomentosum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trigla lucerna</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Triglochin barrelieri</i>	<i>Triglochin bulbosa barrelieri</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Triglochin laxiflora</i>	<i>Triglochin bulbosa laxiflora</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Tringa erythropus</i>	<i>Scolopax erythropus</i>	<i>Totanus fuscus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Tringa flavipes</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Tringa glareola</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Tringa melanoleuca</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Tringa nebularia</i>	<i>Scolopax nebularia</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Tringa ochropus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Tringa solitaria</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Tringa stagnatilis</i>	<i>Totanus stagnatilis</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Tringa totanus</i>	<i>Totanus calidris</i>	<i>Totanus totanus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Triops cancriformis</i>	<i>Apus cancriformis</i>		Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Tripleuchlanis plicata</i>			(Rotífera)	22
<i>Tripodion tetraphyllum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Tripyla glomerans</i>			(Nematoda)	20
<i>Trisetaria dufourei</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trisetaria panicea</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trisetum paniceum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Trisopterus luscus</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Triturus pygmaeus</i>			Anfibio (Chordata)	29
<i>Troglodytes troglodytes</i>	<i>Nannus troglodytes</i>	<i>Motacilla troglodytes</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Tropocyclops prasinus</i>			Crustác. (Arthrop.)	23

<i>Trox cotodognanensis</i>			Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Truxalis nasuta</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Tubaria conspersa</i>	<i>Agaricus conspersus</i>	<i>Naucoria conspersa</i>	Hongo (Basidiom.)	11
<i>Tubaria furfuracea</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Tubaria hiemalis</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Tuber asa</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Tuber puberulum</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Tuberaria bupleurifolia</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Tuberaria commutata</i>	<i>Xolantha commutata</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Tuberaria guttata</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Turdus iliacus</i>	<i>Turdus musicus</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Turdus merula</i>	<i>Merula vulgaris</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Turdus philomelos</i>	<i>Turdus ericetorum</i>		Ave (Chordata)	32
<i>Turdus pilaris</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Turdus torquatus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Turdus viscivorus</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Turnix sylvaticus</i>	<i>Turnix sylvatica</i>	<i>Tetrao silvaticus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Turritella communis</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Tursiops truncatus</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Tylopius felleus</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Tylopsis lillifolia</i>			Ortópt. (Arthrop.)	25
<i>Typha angustifolia</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Typha dominguensis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Typha latifolia</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Typhaeus momus</i>	<i>Chelotrupes momus</i>		Coleóp. (Arthrop.)	26
<i>Tyto alba</i>	<i>Strix alba</i>	<i>Strix flammea</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Ulex australis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Ulex australis australis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Ulex micranthus</i>	<i>Ulex lusitanicus</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Ulex minor</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Ulex minor lusitanicus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Ulex parviflorus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Ulmus minor</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Umbilicus gaditanus</i>	<i>Umbilicus horizontalis</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Umbilicus heylandianus</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Umbilicus neglectus</i>	<i>Umbilicus rupestris</i>	<i>Umbilicus pendulinus</i>	Flora (Angiosp.)	19
<i>Umbraculum mediterraneum</i>			Molusco (Mollusca)	21
<i>Umbrina canariensis</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Umbrina cirrosa</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Upogebia deltaura</i>			Crustác. (Arthrop.)	23
<i>Upupa epops</i>			Ave (Chordata)	32
<i>Uranoscopus scaber</i>			Pez (Chordata)	29
<i>Urginea maritima</i>	<i>Scilla maritima</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Uria aalge</i>	<i>Colymbus aalge</i>	<i>Uria troille</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Urtica caudata</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Urtica membranacea</i>	<i>Urtica dubia</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Urtica urens</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Usnea hirta</i>	<i>Usnea barbata hirta</i>		Liquen (Ascomyc.)	8
<i>Utricularia australis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Utricularia exoleta</i>	<i>Utricularia gibba exoleta</i>		Flora (Angiosp.)	19
<i>Utricularia gibba</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Vanellus gregarius</i>	<i>Chettusia gregaria</i>	<i>Charadrius gregarius</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Vanellus vanellus</i>	<i>Tringa vanellus</i>	<i>Vanellus cristatus</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Vanessa atalanta</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Vascellum pratense</i>	<i>Lycoperdon depressum</i>		Hongo (Basidiom.)	11
<i>Verbascum sinuatum</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Verbena officinalis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Veronica anagallis-aquatica</i>			Flora (Angiosp.)	19

<i>Veronica anagalloides</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Veronica arvensis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Veronica scutellata</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Vicia angustifolia</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Vicia benghalensis</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Vicia eriocarpa</i>	<i>Vicia villosa eriocarpa</i>	<i>Vicia varia eriocarpa</i>	Flora (Angiosp.)	19
<i>Vicia lutea</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Vicia parviflora</i>			Flora (Angiosp.)	19
<i>Vicia peregrina</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Vicia sativa</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Vicia sativa nigra</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Vicia tenuissima</i>	<i>Vicia laxiflora</i>		Flora (Angiosp.)	20
<i>Vicia villosa varia</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Viola demetria</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Viola kitaibeliana</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Vipera latasti</i>			Reptil (Chordata)	30
<i>Vitis vinifera</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Volvariella gloiocephala</i>	<i>Volvariella speciosa</i>		Hongo (Basidiom.)	11
<i>Vulpes vulpes</i>			Mamífero (Chord.)	33
<i>Vulpia alopecuros</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Vulpia alopecuros alopecurus</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Vulpia alopecuros sylvatica</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Vulpia broteri</i>	<i>Vulpia myuros tenella</i>		Flora (Angiosp.)	20
<i>Vulpia ciliata</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Vulpia fontquerana</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Vulpia geniculata</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Vulpia membranacea</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Vulpia muralis</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Xenus cinereus</i>	<i>Tringa cinereus</i>	<i>Scolopax cinerea</i>	Ave (Chordata)	32
<i>Xerocomus armeniacus</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Xerocomus badius</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Xerocomus chrysenteron</i>	<i>Boletus pascuus</i>		Hongo (Basidiom.)	11
<i>Xerocomus rubellus</i>			Hongo (Basidiom.)	11
<i>Xolantha echioides</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Xolantha guttata</i>	<i>Tuberaria guttata</i>		Flora (Angiosp.)	20
<i>Xylaria fliformis</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Xylaria hypoxylon</i>			Hongo (Ascomyc.)	9
<i>Zannichellia obtusifolia</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Zannichellia palustris</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Zannichellia pedunculata</i>	<i>Zannichellia palustris pedicellata</i>		Flora (Angiosp.)	20
<i>Zannichellia peltata</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Zerynthia rumina</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Zizeeria knysna</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Zizeeria knysna</i>			Lepidóp. (Arthrop.)	27
<i>Zostera noltii</i>			Flora (Angiosp.)	20
<i>Zygnema sphaericum</i>			Alga (Chloroph.)	5