

**CATÁLOGO ESPAÑOL DE ESPECIES  
EXÓTICAS INVASORAS**

*Batrachochytrium dendrobatidis*  
(Loongore, Pessier & D.K. Nichols, 1999)

Memoria Técnica Justificativa

<b>Nombre vulgar</b>	Castellano: quitridiomycosis Catalán: no tiene Gallego: no tiene Vasco: no tiene Inglés: chytrid frog fungi, frog chytrid fungus, chytridiomycosis
<b>Posición taxonómica</b>	Reino: Fungi Phylum: Chytridiomycota Clase: Chytridiomycetes Orden: Rhizophydales Familia: Incertae sedis
<b>Observaciones taxonómicas</b>	
<b>Resumen de su situación e impacto en España</b>	<p><i>B. dendrobatidis</i> podría ser una de las especies exóticas más peligrosas de nuestros tiempos (Bosch <i>et al.</i>, 2010). Es un hongo quitrido que infecta la piel de los anfibios pudiendo provocar una enfermedad llamada quitridiomycosis, que consiste en la interrupción de las funciones vitales de la piel y a menudo es letal. Ha sido detectado en unas 700 especies y ha provocado mortalidades masivas y declives poblacionales en todo el mundo, constituyendo una de las más serias amenazas para las poblaciones de anfibios (Van Rooij <i>et al.</i>, 2015; Kärverno <i>et al.</i>, 2018; Fisher <i>et al.</i>, 2009; Bargalló <i>et al.</i>, 2016). La quitridiomycosis ha sido descrita como “la peor enfermedad infecciosa nunca registrada entre vertebrados en términos del número de especies impactadas, y su propensión a llevarlas a la extinción” (Gascon <i>et al.</i>, 2007).</p> <p>Actualmente está presente en casi todos los lugares donde se encuentran anfibios pero sus efectos son diferentes incluso dentro de la misma especie ya que dependen del huésped, la virulencia del hongo y determinantes ambientales (Van Rooij <i>et al.</i>, 2015). Aunque los declives de anfibios son más preocupantes en los trópicos, las áreas templadas, particularmente el sur de Europa, son regiones altamente adecuadas para <i>B. dendrobatidis</i>. Ha sido registrado en gran parte de Europa occidental y ha provocado mortalidades masivas de anfibios principalmente en España, donde está ampliamente distribuido. Entre otros lugares se ha detectado en la isla de Mallorca infectando al sapo partero balear (<i>Alytes muletensis</i>), especie críticamente amenazada; en el Parque Natural de Peñalara, donde llevó al sapo partero común (<i>Alytes obstetricans</i>) al borde de la extinción, y en el Parque Nacional de Doñana (Bosch <i>et al.</i>, 2010; Hidalgo-Vila <i>et al.</i>, 2012).</p>
<b>Normativa nacional</b>	Incluida en el Catálogo español de especies exóticas invasoras, regulado por el Real Decreto 630/2013.
<b>Normativa autonómica</b>	No incluida en Listados o Catálogos regionales de especies exóticas invasoras.

<b>Normativa europea</b>	No incluida en el Listado de Especies Exóticas Preocupantes para la UE, regulado por Reglamento UE 1143/2014.
<b>Acuerdos y Convenios Internacionales</b>	No incluida en acuerdos o convenios internacionales.
<b>Listas y Atlas de Especies Exóticas Invasoras</b>	<p><b>Mundial:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Global Invasive Species Database (GISD)</li> <li>- Invasive Species Compendium (CABI)</li> </ul> <p><b>Europeo:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Delivering Alien Invasive Species Inventories for Europe (DAISIE)</li> <li>- European Alien Species Information Network (EASIN)</li> </ul> <p><b>Nacional:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- InvasIBER</li> </ul> <p><b>Regional:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- No incluida</li> </ul>
<b>Área de distribución y evolución de la población</b>	<p>Existen dos hipótesis que explican la reciente emergencia de la quitridiomycosis y su efecto diferencial en distintas poblaciones de anfibios: puede deberse a la introducción del patógeno en nuevas áreas geográficas o bien puede haber sido un patógeno históricamente presente y los declives poblacionales son resultado de cambios en la susceptibilidad del hospedador, virulencia y/o ambiente que han alterado las relaciones parásito-hospedador preexistentes (Van Rooij <i>et al.</i>, 2015; Bosch &amp; Martínez-Solano, 2006; Pereira <i>et al.</i>, 2013; Kilpatrick <i>et al.</i>, 2010). La segunda hipótesis parece más probable ya que <i>B. dendrobatidis</i> es endémico en algunas partes de su distribución y nuevo en otras, estaba presente en muchas poblaciones de anfibios antes de sus declives y algunas pueden coexistir con el hongo sin efectos aparentes. Además, existe evidencia de que los factores ambientales influyen el brote de la enfermedad (Van Rooij <i>et al.</i>, 2015).</p> <p><b>Área de distribución natural</b></p> <p>Su origen preciso es desconocido, pero se sospecha que procede de África, desde donde se diseminó a todo el mundo a través del comercio de anfibios del género <i>Xenopus</i> destinados a la investigación, ya que estos no presentan sintomatología al ser infectados. Además, el registro más antiguo de <i>B. dendrobatidis</i> proviene de un espécimen de <i>X. laevis</i> recogido en 1938 en Sudáfrica (Weldon <i>et al.</i>, 2004).</p> <p><b>Área de distribución mundial</b></p> <p>Actualmente se encuentra en todos los continentes donde existen poblaciones nativas de anfibios, ocasionando grandes reducciones de sus poblaciones (Fisher <i>et al.</i>, 2009; Bargalló <i>et al.</i>, 2016). Afecta principalmente a anfibios australianos, neotropicales, del sur de Europa y del oeste de América (Van Rooij <i>et al.</i>, 2015). En Europa la prevalencia es aproximadamente del 27% y se cree que en la literatura se subestima el número de especies europeas susceptibles de sufrir brotes letales de quitridiomycosis (Fisher <i>et al.</i>, 2012).</p> <p><b>España</b></p> <p>Se detectó por primera vez en 1997 en el Parque Natural de Peñalara, infectando al sapo partero común (<i>A. obstetricans</i>). Desde entonces se han hecho estudios en gran parte de la Península Ibérica que han demostrado su amplia distribución, localizándose frecuentemente en Aragón, País Vasco, Comunidad de Madrid, Extremadura, Andalucía y Comunidad Valenciana (Bargalló <i>et al.</i>, 2016). Ha sido ampliamente estudiado en ciertas áreas como el Parque Nacional de Peñalara y el Ibon</p>

	<p>Acherito, donde causó severos declives en las poblaciones de <i>A. obstetricans</i>. Además, ha sido detectado en poblaciones reintroducidas del sapo partero balear (<i>A. muletensis</i>) en Mallorca (Obon <i>et al.</i>, 2013), y en muchas especies en el Parque Nacional de Doñana (Hidalgo-Vila <i>et al.</i>, 2012).</p> <p><b><u>Evolución</u></b>  En hongo <i>B. dendrobatidis</i> fue descrito por primera vez en 1999, aislado a partir de una rana dardo azul muerta en el zoo de Washington, tras una serie de eventos de mortalidad de anfibios cautivos en Centro y Norteamérica y Australia debido a una infección fúngica en la piel (Longcore <i>et al.</i>, 1999). A finales de los 90 también se observaron repentinas mortalidades masivas de anfibios en áreas prístinas o protegidas, especialmente en hotspots de biodiversidad como Centroamérica, el Caribe y Australia y <i>B. dendrobatidis</i> fue identificado como la principal causa (Berger <i>et al.</i>, 1998). El brote de quitridiomycosis en el Parque Nacional de Peñalara fue el primero detectado en Europa. En el norte de Europa se encontraba en un estado estacionario de coexistencia, con escasos reportes de mortalidad hasta 2010 (Van Rooij <i>et al.</i>, 2015).</p> <p>Los registros publicados de anfibios infectados muestran la siguiente secuencia de detecciones (Fisher <i>et al.</i>, 2009):</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• África: 1938, <i>Xenopus laevis</i></li> <li>• Norteamérica: Quebec, 1961, <i>Rana clamitans</i></li> <li>• Australia: 1978, <i>Litoria gracilentia</i></li> <li>• Sudamérica: Ecuador, 1980, <i>Atelopus bomolochos</i></li> <li>• Centroamérica: México, 1983, <i>Rana tarahumarae</i></li> <li>• Europa: España, 1997, <i>Alytes obstetricans</i></li> <li>• Oceanía: 1999, <i>Litoria raniformis</i></li> <li>• Sureste asiático: Indonesia, 2007</li> </ul>
<p><b>Vías de entrada y expansión</b></p>	<p><b><u>Vectores potenciales de introducción, entre otros:</u></b>  Se cree que la principal vía de entrada fue el comercio internacional de la rana de uñas africana (<i>Xenopus laevis</i>), utilizada durante los años 40 y 50 para el diagnóstico de embarazos humanos, y, más recientemente, de la rana toro americana (<i>Lithobates catesbeianus</i>) (Pereira <i>et al.</i>, 2013; Kilpatrick <i>et al.</i>, 2010; Van Rooij <i>et al.</i>, 2015). <i>X. laevis</i> es ampliamente comercializada para investigación científica, mientras que <i>L. catesbeianus</i> es importada a gran escala principalmente a EEUU, Sudamérica, China y Europa para su consumo. Más del 94% del comercio de anfibios en EEUU está restringido a esta última especie, con más de 20 millones de individuos comercializados en un periodo de 8 años (Herrel <i>et al.</i>, 2014). Ambas son altamente invasoras y, más importante aún, son portadoras subclínicas de <i>B. dendrobatidis</i>, (Van Rooij <i>et al.</i>, 2015).</p> <p>Además de su exportación por razones biomédicas y para alimentación, el comercio de anfibios para biocontrol (<i>Rhinella marina</i>) o como mascota (dendrobátidos en general) ha propiciado la dispersión de <i>B. dendrobatidis</i> entre continentes (Bosch <i>et al.</i>, 2010). En Mallorca, es posible que su introducción en poblaciones de <i>A. muletensis</i> fuese a través del programa de recuperación de esta especie establecido en los 90, ya que en el zoo donde se mantenían los ejemplares antes de su reintroducción se encontraban individuos de <i>Xenopus</i> infectados procedentes de Sudáfrica. En Peñalara es posible que el hongo fuese introducido a través de tritones alpinos (<i>Mesotriton alpestris</i>) que fueron introducidos en el Parque en los años 80 y han expandido su distribución en los últimos años, probablemente debido al cambio climático (Bosch <i>et al.</i>, 2010).</p> <p><b><u>Vectores potenciales de dispersión, entre otros:</u></b></p>

	<p>La unidad infectiva del hongo es la zoospora acuática, y la exposición a una dosis de 100 zoosporas es suficiente para provocar una infección fatal (Nichols <i>et al.</i>, 2001). La transmisión entre huéspedes se produce por contacto directo con anfibios infectados o por exposición a agua contaminada con zoosporas (Van Rooij <i>et al.</i>, 2015; Pereira <i>et al.</i>, 2013).</p> <p>Experimentos de laboratorio han mostrado que, en condiciones adecuadas de temperatura y humedad, <i>B. dendrobatidis</i> puede sobrevivir en agua, tierra húmeda o fuentes de queratina distintas de los anfibios durante al menos dos meses (Van Rooij <i>et al.</i>, 2015; Kolby <i>et al.</i>, 2015; Pereira <i>et al.</i>, 2013; Jhonson &amp; Speare, 2005; Kilpatrick <i>et al.</i>, 2010), y tiene la capacidad de producir zoosporas altamente infecciosas durante hasta 7 semanas (Jhonson &amp; Speare, 2005).</p> <p>Por lo tanto, la dispersión se produce principalmente por el movimiento de anfibios infectados y a través de aguas o suelos contaminados, además de antropogénicamente (en calzado, vehículos o durante el muestreo científico de organismos acuáticos) y por el ganado y otros animales que se mueven por sitios acuáticos (GISD, 2020; Pereira <i>et al.</i>, 2013; Kilpatrick <i>et al.</i>, 2010; Kolby <i>et al.</i>, 2015). <i>B. dendrobatidis</i> es capaz de crecer de forma saprófita en plumas de ave, exoesqueletos de artrópodos, escamas queratinosas de las patas de aves acuáticas, y sobrevivir en el tracto gastrointestinal de cangrejos de río, por lo que estos animales constituyen también potenciales vectores de dispersión (Van Rooij <i>et al.</i>, 2015).</p>
<p><b>Descripción del hábitat y biología de la especie</b></p>	<p><i>B. dendrobatidis</i> es un hongo quitrido que crece en el interior de las células queratinizadas de los anfibios, que se encuentran en la epidermis de individuos posmetamórficos y en partes de la boca de las larvas (Hidalgo-Vila <i>et al.</i>, 2012). Puede provocar una enfermedad denominada quitridiomicosis, que afecta a las capas superficiales de la piel (estrato córneo y estrato granuloso), pudiendo causar un engrosamiento de hasta 60 µm en el estrato córneo, que normalmente es de 2-5 µm de grosor (Kärvemo <i>et al.</i>, 2018). La piel de los anfibios mantiene el equilibrio osmótico y regula la respiración, y en aquellos infectados es menos eficiente en el transporte de iones de cloruro y sodio, provocando desequilibrios de electrolitos tan graves que el corazón del animal finalmente se detiene (Voyles <i>et al.</i>, 2009).</p> <p>Los síntomas son variables, desde la muerte súbita sin enfermedad obvia hasta una alteración significativa de la piel. Los más comunes son una excesiva muda, eritema (rojez) o descoloración. Otros síntomas incluyen letargia, anorexia, postura anormal y síntomas neurológicos como la pérdida de reflejos (Pessier, 2008). En larvas, los síntomas generalmente se limitan a la despigmentación de partes de la boca, sin morbilidad ni mortalidad (Berger <i>et al.</i>, 1998).</p> <p><i>B. dendrobatidis</i> tiene dos estadios vitales: una zoospora móvil y un cuerpo reproductor o talo que produce las zoosporas asexuales, llamado zoosporangio (Van Rooij <i>et al.</i>, 2015). Este último tiene forma esférica o subsférica de 10-14 µm de diámetro y paredes lisas sin opérculos. Las zoosporas son elongadas u ovoides, de 0,7-6 µm de diámetro y con un flagelo posterior que las hace móviles en el agua (GISD, 2020).</p> <p>In vitro, el ciclo vital de <i>B. dendrobatidis</i> dura 4-5 días a 22 °C (Berger <i>et al.</i>, 2005). En la piel de los anfibios es muy similar a lo observado in vitro: las zoosporas se unen a las capas externas queratinizadas del hospedador, donde se enquistan, desarrollando una pared celular y absorbiendo el flagelo. A continuación, desarrollan un tubo germinativo que invade la epidermis, y en su extremo se forma un zoosporangio. Los zoosporangios inmaduros son transportados desde las capas más</p>

profundas de la piel a la superficie por células epidérmicas en diferenciación. Durante su desarrollo, cada zoosporangio forma un tubo de descarga, taponado internamente, y produce zoosporas por mitosis. Cuando finalmente el zoosporangio se encuentra en el estrato córneo, el tapón se disuelve y unas 300 zoosporas maduras son liberadas al ambiente a través del tubo de descarga (Berger *et al.*, 2005; Van Rooij *et al.*, 2015). Estas iniciarán el ciclo de nuevo cuando encuentren un sustrato adecuado en el mismo u otro huésped (GISD, 2020). Se desconoce si *B. dendrobatidis* se reproduce sexualmente, pero existe evidencia de recombinación (Kilpatrick *et al.*, 2010; Van Rooij *et al.*, 2015).

*B. dendrobatidis* infecta la piel de una gran variedad de anfibios (anuros, urodelos y anfisbénidos (Van Rooij *et al.*, 2015). Se ha sugerido que podría no ser un parásito obligado de estos, probablemente viviendo en otros huéspedes o incluso de forma saprófita (en tejido muerto). En condiciones de laboratorio, crece en una variedad de sustratos que contienen queratina, sin embargo, esta no es un nutriente esencial para el hongo, que también puede ser cultivado en agar triptona o leche peptonizada (Longcore *et al.*, 1999).

El crecimiento y supervivencia de *B. dendrobatidis* es muy dependiente de la temperatura (Van Rooij *et al.*, 2015). El óptimo de crecimiento se observa entre 17 y 25 °C y a un pH de entre 6 y 7 (Piotrowsky *et al.*, 2004), aunque puede crecer a pH 5-10 (Jhonson & Speare, 2005) y temperaturas de 4-25 °C (Kilpatrick *et al.*, 2010). Por debajo de 10 °C su crecimiento se ralentiza y por encima de 28 °C se detiene (Van Rooij *et al.*, 2015; GISD, 2020). Las zoosporas mueren en 4 h a 37 °C (Piotrowsky *et al.*, 2004; Johnson *et al.*, 2003). Además, toleran mal la desecación (Johnson *et al.*, 2003; Garmyn *et al.*, 2012), produciéndose una mortalidad del 100% a las 3 h de secado, y las soluciones de NaCl al 5% son letales (Johnson *et al.*, 2003).

La respuesta ante la infección varía entre especies e incluso dentro de la misma especie, dependiendo del hospedador, la virulencia del hongo y factores ambientales como la estación, temperatura, altitud e intensidad de la radiación UV-B. Algunos anfibios muestran resistencia o tolerancia, funcionando como portadores, mientras que otros desarrollan una grave enfermedad mortal (Van Rooij *et al.*, 2015; Pereira *et al.*, 2013; Bosch & Martínez-Solano, 2006). A gran escala, parece que la temperatura es el factor ambiental más importante asociado con la presencia y viabilidad del hongo (Piotrowsky *et al.*, 2004; Pereira *et al.*, 2013). A escalas más pequeñas, los factores implicados podrían ser un reflejo de la selección de hábitat de los anfibios susceptibles. Por ejemplo, se ha observado una mayor prevalencia en charcas grandes y permanentes que en charcas temporales con mayor riesgo de desecación, y también en zonas rodeadas de áreas agrícolas o urbanizadas (Kärverno *et al.*, 2018).

Aunque se encuentra en variedad de especies y hábitats desde el nivel del mar hasta altitudes extremas (Pereira *et al.*, 2013), los brotes letales de quitridiomycosis se dan con más frecuencia en regiones montañosas de gran altitud. Esto se observa especialmente en los trópicos (Weldon *et al.*, 2004), lo que indica la preferencia de *B. dendrobatidis* por temperaturas frescas (GISD, 2020; Voyles *et al.*, 2011; Fisher *et al.*, 2012; Van Rooij *et al.*, 2015; Pereira *et al.*, 2013; Kilpatrick *et al.*, 2010; Fisher *et al.*, 2009). También es evidente en el caso de España donde, aunque *B. dendrobatidis* está ampliamente distribuida, solo se conocen episodios de mortalidad masiva en áreas montañosas (Bosch *et al.*, 2010). Las subidas de temperatura en zonas de alta montaña podrían estar proporcionando las condiciones idóneas para el desarrollo del hongo, aumentando su virulencia y desencadenando mortandades masivas en anfibios.

## Impactos y amenazas

### Sobre el hábitat

Los anfibios juegan gran variedad de papeles funcionales en el medio acuático y son considerados indicadores de salud ambiental, por lo que su desaparición puede provocar efectos cascada que repercutan en el ecosistema (Kriger & Hero, 2007). Existe un conjunto de evidencia en crecimiento que indica que el declive mundial de las poblaciones de anfibios debido a la quitridiomycosis desencadenará una serie de diversas consecuencias ecológicas a muchos niveles de organización. Por ejemplo, en arroyos norteamericanos, la desaparición de las ranas a causa de la quitridiomycosis ha provocado pronunciados efectos en la abundancia de algas, estructura de la red trófica y procesamiento de nutrientes, y la alteración del flujo de energía entre los cursos de agua y los hábitats ribereños adyacentes (Bosch & Rincón, 2008).

### Sobre las especies autóctonas

Los anfibios son la clase de vertebrados más amenazada del planeta, con hasta el 50% de las especies enfrentándose a la extinción (Fisher *et al.*, 2009). *B. dendrobatidis* constituye una de las más serias amenazas para las poblaciones de anfibios (Kärivemo *et al.*, 2018): ha sido detectado en unas 700 especies y reconocido como la causa próxima de muchos de sus enigmáticos declives y extinciones en Centroamérica (con pérdidas de hasta el 40% de las especies), Norteamérica, Australia y sur de Europa (Van Rooij *et al.*, 2015). Aunque se encuentra en gran parte de Europa occidental, los declives de anfibios causados por el hongo han sido reportados primariamente en España (Hidalgo-Vila *et al.*, 2012).

Algunas especies de anfibios son muy susceptibles a la quitridiomycosis y muestran episodios de elevada mortalidad, con catastróficas consecuencias para su estatus de conservación, mientras que unas pocas son tolerantes y no muestran síntomas (Pereira *et al.*, 2013) pero pueden estar persistentemente infectadas, actuando como reservorios (Van Rooij *et al.*, 2015). Además de las características físicas del entorno como la temperatura, humedad y orografía, algunos factores relacionados con el hospedador pueden interactuar con características del hongo para aumentar el riesgo de enfermedad, como habitar a gran altura, tener una gran población disponible, baja dispersión geográfica, baja fecundidad, reproducción y ciclo de vida acuáticos, y alta especialización de hábitat (Pereira *et al.*, 2013).

Los anuros, incluyendo algunos taxones de las familias Alytidae, Bufonidae, Hylidae y Ranidae, presentes en España, parecen ser particularmente susceptibles, especialmente las especies que viven y/o se reproducen en aguas permanentes o arroyos a elevadas altitudes (Van Rooij *et al.*, 2015). Aunque la quitridiomycosis afecta a urodelos como *S. salamandra*, el impacto poblacional parece ser menor (Bosch & Martínez-Solano, 2006). Los sapos parteros (género *Alytes*) son probablemente las especies más susceptibles en Europa, donde el primer caso de quitridiomycosis llevó a la población de *A. obstetricans* del Parque Nacional de Peñalara casi a la extinción: la abundancia de renacuajos disminuyó de más de 5000 a 20 en la charca con la mayor población, y en solo tres años la especie desapareció del 96% de charcas (Bosch *et al.*, 2010).

Además de las reducciones poblacionales, los cambios que provoca la infección en el comportamiento individual de los anfibios pueden alterar la dinámica de las poblaciones a grandes escalas (Kilpatrick *et al.*, 2010). Al favorecer a las especies menos sensibles, la quitridiomycosis es capaz de modificar la estructura de las comunidades de anfibios. Por ejemplo, en Peñalara, poco después del colapso de *A. obstetricans* se observó una expansión de *Bufo bufo* en el área. Posteriormente, esta especie y *S.*

	<p><i>salamandra</i> también experimentaron mortalidades masivas debido a <i>B. dendrobatidis</i>. Las larvas de <i>Bufo bufo</i> son ahora uno de los mejores reservorios de la infección en charcas donde <i>A. obstetricans</i> ha desaparecido, dificultando su recuperación (Bosch &amp; Martínez-Solano, 2006; Bosch &amp; Rincón, 2008; Bosch <i>et al.</i>, 2010).</p> <p><b><u>Sobre los recursos económicos asociados al uso del patrimonio natural</u></b></p> <p>La piel de los anfibios produce una amplia variedad de secreciones, muchas de las cuales tienen un gran potencial para mejorar la salud humana mediante su uso como productos farmacéuticos. Además, los anfibios proporcionan una fuente de disfrute y fascinación cultural (Kriger &amp; Hero, 2007). Por lo tanto, su pérdida supone un impacto sobre la salud humana y la economía.</p>
<p><b>Medidas y nivel de dificultad para su control</b></p>	<p><b><u>Desarrolladas</u></b></p> <p>Según Kilpatrick <i>et al.</i> (2010), las acciones para combatir a <i>B. dendrobatidis</i> (mitigar su impacto, controlar su dispersión y, finalmente, intentar erradicarlo de algunas áreas) empezaron unos diez años después de la primera detección.</p> <p>En 2008 la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE) declaró la quitridiomycosis como enfermedad de notificación obligatoria, proporcionando un marco legislativo para su detección y control en la importación y exportación de anfibios por los estados registrados en la Organización Mundial del Comercio (Kilpatrick <i>et al.</i>, 2010; Fisher <i>et al.</i>, 2009; Voyles <i>et al.</i>, 2011; Murray <i>et al.</i>, 2011; Olson <i>et al.</i>, 2013; Skerratt <i>et al.</i>, 2007). En Europa, las condiciones de importación establecidas incluyen exámenes veterinarios en puestos de inspección de frontera, y las importaciones generalmente solo se permiten desde países aprobados (Fisher &amp; Gardner, 2007). El gobierno de Australia catalogó la quitridiomycosis como 'key threatening process'. Consecuentemente, diseñó un plan estratégico para prevenir la introducción de <i>B. dendrobatidis</i> en áreas libres de la enfermedad y disminuir su impacto en poblaciones infectadas (Department of the Environment and Heritage, Commonwealth of Australia, 1996). Recientemente, un consorcio denominado RACE (Risk Assessment of Chytridiomycosis to European amphibian biodiversity) ha sido financiado por la iniciativa de investigación de la Unión Europea Biodiversa para identificar los vectores de la infección y desarrollar medios para controlar la dispersión de <i>B. dendrobatidis</i>. (Fisher <i>et al.</i>, 2012; Bosch <i>et al.</i>, 2010).</p> <p>La detección de <i>B. dendrobatidis</i> puede hacerse mediante examinación histológica de muestras de tejido cutáneo en busca de esporangios. Sin embargo, las técnicas PCR son más efectivas ya que los animales pueden ser analizados de forma no destructiva, mediante un frotis de la piel, y pueden utilizarse para detectar la presencia del hongo en muestras ambientales (Kilpatrick <i>et al.</i>, 2010).</p> <p>Se han desarrollado protocolos fungicidas usando la temperatura, el tinte verde malaquita/formalina, y fármacos veterinarios fungicidas estándar, y se ha propuesto la limpieza de poblaciones naturales mediante métodos de captura, desinfección y liberación (Fisher <i>et al.</i>, 2009). Esto se ha hecho, por ejemplo, en Peñalara, donde se recogieron todos los renacuajos y se mantuvieron en el laboratorio a 21 °C hasta después de la metamorfosis, ya que se comprobó que así sobrevivían a la infección, y después fueron liberados (Bosch &amp; Martínez-Solano, 2006). En Mallorca se usaron el fármaco fungicida itraconazol y temperaturas elevadas para tratar la infección <i>ex situ</i> en poblaciones de <i>A. muletensis</i>. El tratamiento fungicida reduce la intensidad de la infección, pero no fue efectivo para</p>

eliminarla de los lugares de estudio (Fisher *et al.*, 2012). Una vez retirados todos los renacuajos, se secó la charca completamente y tras las primeras lluvias de otoño fueron devueltos a esta. Lamentablemente, tras unos pocos meses todos estaban infectados otra vez. En 2010 se intentó algo similar en una población de *A. dickhilleni*, con el mismo resultado (Bosch *et al.*, 2010).

Esto demuestra que, actualmente, la erradicación es difícil de conseguir y el único enfoque viable es la mitigación, es decir, tratar de mantener los niveles de infección controlados para evitar mortalidades masivas de poblaciones susceptibles. Si se hace este esfuerzo durante un tiempo, quizá se desarrolle selección natural contra la enfermedad o nuevos métodos de control, como la bioterapia o inmunización (Bosch *et al.*, 2010). El descubrimiento de metabolitos fungicidas producidos por algunas bacterias que se encuentran de forma natural en la piel de los anfibios presagia un enfoque probiótico para la mitigación de *B. dendrobatidis* (Fisher *et al.*, 2009).

La conservación de las especies que están sufriendo declives debido a *B. dendrobatidis* es posible a través de programas de cría en cautividad ex situ, como por ejemplo el de *A. obstetricans*, establecido para evitar su extinción total en Peñalara, y como fuente de individuos para reintroducir en la naturaleza (Bosch & Martínez-Solano, 2006), y el de *A. dickhilleni* que lleva a cabo el Bioparc Fuengirola en asociación con el programa Amphibian Ark (<http://www.amphibianark.org/>), además de actividades generales de conservación como la restauración y mejora de hábitats, programas locales de educación, etc. (Bosch *et al.*, 2013). La iniciativa Amphibian Ark sirve de paraguas para la coordinación de estos programas, la difusión de protocolos y la concienciación sobre el declive global de los anfibios (Fisher *et al.*, 2009).

Para evitar el contagio en animales en cautividad se recomiendan las siguientes medidas:

- Seguir de forma estricta las normas del protocolo básico de manejo de anfibios.
- Cuarentena de ejemplares recién importados (60-90 días).
- Información detallada de la procedencia de los anfibios.
- Durante esta cuarentena debemos confinar a los animales a temperaturas de 17-25 °C para detectar rápidamente la aparición del hongo.
- Aislamiento y profilaxis al mínimo indicio de la enfermedad.
- Mantener a los animales infectados a más de 30 °C durante al menos 4 horas al día y durante varios días, hasta que notemos que los síntomas mejoran.
- Llevar a cabo una correcta desinfección del material utilizado y superficies que hayan estado en contacto con los anfibios.
- Evitar mantener a los animales en condiciones de hacinamiento y superpoblación. No introducir materiales procedentes del campo ni del bosque por razones obvias, ni de otros terrarios donde haya habido contacto con otros animales.

### **Propuestas**

Actualmente estamos lejos de eliminar a *B. dendrobatidis* del medio. Por lo tanto, es necesario probar otros enfoques. Los modelos matemáticos predicen que las mortalidades en masa pueden reducirse si somos capaces de reducir las cargas infecciosas en las poblaciones afectadas (Mitchell *et al.*, 2007; Briggs *et al.*, 2010). La urgencia de la situación exige el desarrollo de acciones innovadoras como la reproducción en cautividad de anfibios para que sean resistentes a *B. dendrobatidis*, el desarrollo de laboratorios móviles de bajo coste para la cría en cautividad in situ y el

	<p>desarrollo de vacunas. Se han propuesto métodos más radicales, como el uso de bacterias y compuestos fungicidas en el campo. Esto podría ser apropiado en especies con distribuciones restringidas y próximas a la extinción, pero para la mayoría de anfibios es necesario un enfoque más amplio que aborde los múltiples factores que impulsan los declives poblacionales (Kilpatrick <i>et al.</i>, 2010).</p> <p><i>B. dendrobatidis</i> podría estar todavía ampliando su distribución mundial. Por lo tanto, las herramientas para predecir su propagación o establecimiento y para identificar áreas de alto riesgo son críticas para los responsables políticos, investigadores y administradores encargados de detectar este patógeno, desarrollar acciones de gestión y priorizar el gasto de recursos (Murray <i>et al.</i>, 2011). Es urgente la necesidad de mapear la distribución global presente y pasada de <i>B. dendrobatidis</i> apuntando hacia grandes áreas sin muestrear y mejorando la bioseguridad de las poblaciones libres de infección. Esto implica acciones como implementar protocolos de cuarentena y exámenes sanitarios para el comercio de anfibios (Skerratt <i>et al.</i>, 2007).</p> <p>Varios autores (Skerratt <i>et al.</i>, 2007; Fisher &amp; Gardner, 2007) recomiendan el desarrollo de planes de control nacionales siguiendo el ejemplo de Australia para prevenir la introducción de <i>B. dendrobatidis</i> en áreas libres de la enfermedad y disminuir su impacto en las poblaciones ya infectadas, así como una estrategia global para combatir esta amenaza. Skerratt <i>et al.</i> (2007) propone la creación de un foro sobre la quitridiomycosis implicando a organizaciones gubernamentales y no gubernamentales e individuos interesados para facilitar las estrategias nacionales e internacionales y permitir el desarrollo de un sistema rápido de comunicación para informar y actualizar la política.</p>
<p><b>Conclusión análisis de riesgo</b></p>	<p>El resultado del análisis de riesgo de <i>B. dendrobatidis</i> determina que esta es una especie de riesgo ALTO debido a su enorme impacto sobre las poblaciones de anfibios. Características del hongo como su preferencia por las bajas temperaturas, baja especificidad, alta virulencia, capacidad de infectar larvas que pueden actuar como reservorio, y capacidad potencial de supervivencia en ausencia del hospedador (Pereira <i>et al.</i>, 2013) lo convierten en un agente infeccioso extremadamente peligroso.</p>
<p><b>Bibliografía</b></p>	<p>Bargalló, F., Martínez-Silvestre, A., Fernández, D. 2016. Detección de <i>Batrachochytrium dendrobatidis</i> en anfibios asintomáticos en Cataluña. <i>Bol. Asoc. Herpetol. Esp.</i>, 27(2): 88-91.</p> <p>Berger, L., Hyatt, A.D., Speare, R., Longcore, J.E. 2005. Life cycle stages of the amphibian chytrid <i>Batrachochytrium dendrobatidis</i>. <i>Dis. Aquat. Organ.</i>, 68: 51–63.</p> <p>Berger, L., Speare, R., Daszak, P., Green, D.E., Cunningham, A.A., Goggin, C.L., Slocombe, R., Ragan, M.A., Hyatt, A.D., McDonald, K.R., Hines, H.B., Lips, K.R., Marantelli, G., Parkes, H. 1998. Chytridiomycosis causes amphibian mortality associated with population declines in the rain forests of Australia and Central America. <i>Proc. Natl. Acad. Sci. USA</i>, 95: 9031–9036.</p> <p>Bosch, J., Fernández-Beaskoetxea, S., Martín-Beyer, B. 2010. Time for chytridiomycosis mitigation in Spain. En: Aliens: The Invasive Species Bulletin. Newsletter of the IUCN/SSC Invasive Species Specialist Group. Number 30, 2010. Genovesi, P. &amp; Scalera, R. (eds.). ISPRA, Roma. pp. 54-48.</p> <p>Bosch, J., García-Alonso, D., Fernández-Beaskoetxea, S., Fisher, M.C.,</p>

Garner, T.W.J. 2013. Evidence for the introduction of lethal chytridiomycosis affecting wild betic midwife toads (*Alytes dickhilleni*). *EcoHealth*. DOI: 10.1007/s10393-013-0828-4

Bosch, J., Martínez-Solano, I. 2006. Chytrid fungus infection related to unusual mortalities of *Salamandra salamandra* and *Bufo bufo* in the Peñalara Natural Park, Spain. *Oryx*, 40(1): 84-89. doi:10.1017/S0030605306000093

Bosch, J., Rincón, P.A. 2008. Chytridiomycosis-mediated expansion of *Bufo bufo* in a montane area of Central Spain: an indirect effect of the disease. *Diversity and distribution*, 14: 637-643.

Briggs, C.J., Vredenburg, V.T., Knapp, R.A., Rachowicz, L.J. 2005. Investigating the population-level effects of chytridiomycosis: an emerging infectious disease of amphibians. *Ecology*, 86: 3149-3159.

Department of the Environment and Heritage, Commonwealth of Australia. 1996. Threat Abatement Plan: Infection of amphibians with chytrid fungus resulting in chytridiomycosis. PO Box 787, Canberra, ACT, 2601.

Fisher, M., Garner, T.W.K. 2007. The relationship between the emergence of *Batrachochytrium dendrobatidis*, the international trade in amphibians and introduced amphibian species. *Fungal Biological Reviews*, 21: 2-9.

Fisher, M., C., Garner, T.W.J., Walker, S.F. 2009. Global emergence of *Batrachochytrium dendrobatidis* and amphibian chytridiomycosis in space, time and host. *Annual Review of Microbiology*, 63: 291-310. doi: 10.1146/annurev.micro.091208.073435

Fisher, M.C., Schmidt, B.R., Henle, K., Schmeller, D.S., Bosch, J., Aanensen, D.M., Miaud, C., Garner, T.W.J. 2012. RACE: Risk assessment of chytridiomycosis to European amphibian biodiversity. *Froglog*, 101: 45-47.

Garmyn, A., Van Rooij, P., Pasmans, F., Hellebuyck, T., Van Den Broeck, W., Haesebrouck, F., Martel, A. 2012. Waterfowl: potential environmental reservoirs of the chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis*. *PLoS One*, 7: e35038.

Gascon, C., Collins, J.P., Moore, R.D., Church, D.R., McKay, J.E., Mendelson, J.R.III. 2007. Amphibian conservation action plan. IUCN/SSC Amphibian Specialist Group, Gland.

Global Invasive Species Database (GISD). 2015. Species profile *Batrachochytrium dendrobatidis*. [Consultado el 26/02/2020] <http://www.iucngisd.org/gisd/species.php?sc=123>

Herrel, A., van der Meijden, A. 2014. An analysis of the live reptile and amphibian trade in the USA compared to the global trade in endangered species. *Herpetol. J.*, 24: 103–110.

Hidalgo-Vila, J., Días-Paniagua, C., Marchand, M.A., Cunningham, A.A. 2012. *Batrachochytrium dendrobatidis* infection of amphibians in the Doñana National Park, Spain. *Diseases of Aquatic Organisms*, 98: 113-119. doi: 10.3354/dao02419

Johnson, M.L., Berger, L., Philips, L., Speare, R. 2003. Fungicidal effects

of chemical disinfectants, UV light, desiccation and heat on the amphibian chytrid *Batrachochytrium dendrobatidis*. *Dis. Aquat. Organ.*, 57: 255–260.

Johnson, M.L., Speare, R. 2005. Possible modes of dissemination of the amphibian chytrid *Batrachochytrium dendrobatidis* in the environment. *Diseases of Aquatic Organisms*, 65: 181-186.

Kärvemo, S., Meurling, S., Berger, D., Höglund, J., Laurila, A. 2018. Effect of host species and environmental factors on the prevalence of *Batrachochytrium dendrobatidis* in northern Europe. *PLoS ONE*, 13(10): e0199852. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0199852>

Kilpatrick, A.M., Briggs, C.J., Daszak, P. 2010. The ecology and impact of chytridiomycosis: an emerging disease of amphibians. *Trends in Ecology and Evolution*. doi:10.1016/j.tree.2009.07.011

Kolby, J.E., Ramírez, S.D., Berger, L., Richards-Hrdlicka, K.L., Jocque, M., Skerratt, L.F. 2015. Terrestrial dispersal and potential environmental transmission of the amphibian chytrid fungus (*Batrachochytrium dendrobatidis*). *PLoS ONE*. doi:10.1371/journal.pone.0125386

Kruger, K.M., Hero, J-M. 2007. The chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis* is non-randomly distributed across amphibian breeding habitats. *Diversity and Distributions*, 13: 781-788.

Longcore, J.E., Pessier, A.P., Nichols, D.K. 1999. *Batrachochytrium dendrobatidis* gen. Et sp. Nov., a chytrid pathogenic to amphibians. *Mycologia*, 91: 219-227.

Mitchell, K.M., Churcher, T.S., Garner, T.W.J., Fisher, M.C. 2008. Persistence of the emerging pathogen *Batrachochytrium dendrobatidis* outside the amphibian host greatly increases the probability of host extinction.

Murray, K.A., Retallick, R.W.R., Puschendorf, R., Skerratt, L.F., Rosauer, D., McCallum, H.I., Berger, L., Speare, R., VanDerWal, J. 2011. Assessing spatial patterns of disease risk to biodiversity: implications for the management of the amphibian pathogen, *Batrachochytrium dendrobatidis*. *Journal of Applied Ecology*, 48: 163-173.

Nichols, D.K., Lamirande, E.W., Pessier, A.P., Longcore, J.E. 2001. Experimental transmission of cutaneous chytridiomycosis in dendrobatid frogs. *J. Wildl. Dis.*, 37: 1–11.

Obon, E., Carbonell, F., Valbuena-Ureña, E., Alonso, M., Larios, R., Fernández-Beaskoetxea, S., Fisher, M.C., Bosch, J. 2013. Chytridiomycosis surveillance in the critically endangered Montseny brook newt, *Calotriton arnoldi*, northeastern Spain. *Herpetological Journal*, 23: 237-240.

Olson, D.H., Aanensen, D.M., Ronnenberg, K.L., Powell, C.I., Walker, S.F., Bielby, J., Garner, T.W.J., Weaver, G., The Bd Mapping Group, Fisher, M.C. 2013. Mapping the global emergence of *Batrachochytrium dendrobatidis*, the amphibian chytrid fungus. *PLoS ONE*, 8(2): e56802.

Pereira, P.L.L., Torres, A.M.C., Soares, D.F.M., Hijosa-Valsero, M., Bécares, E. 2013. Chytridiomycosis: a global threat to amphibians.

*Rev. Sci. Tech. Off. Int. Epiz.*, 32(3): 857-867.

Pessier, A.P. 2008. Amphibian chytridiomycosis. En: Fowler ME, Miller ER (eds) *Zoo and Wild Animal Medicine. Current therapy*, vol 6. Saunders Elsevier, St. Louis, pp 137–143.

Piotrowski, J.S., Annis, S.L., Longcore, J.E. 2004. Physiology of *Batrachochytrium dendrobatidis*, a chytrid pathogen of amphibians. *Mycologia*, 96: 9–15.

Skerratt, L.F., Berger, L., Speare, R., Cashins, S., McDonald, K.R., Phillott, A.D., Hines, H.B., Kenyon, N. 2007. Spread of chytridiomycosis has caused the rapid global decline and extinction of frogs. *EcoHealth*, 4: 125-134. DOI: 10.1007/s10393-007-0093-5

Van Rooij, P., Martel, A., Haesebrouck, F., Pasmans, F. 2015. Amphibian chytridiomycosis: a review with focus on fungus-host interactions. *Veterinary Research*, 46: 137. DOI 10.1186/s13567-015-0266-0

Voyles, J., Rosenblaum, E.B., Berger, L. 2011. Interactions between *Batrachochytrium dendrobatidis* and its amphibian hosts: a review of pathogenesis and immunity. *Microbes and Infection*, 13: 25-32.

Voyles, J., Young, S., Berger, L., Campbell, C., Voyles, W.F., Dinudom, A., Cook, D., Webb, R., Alford, R.A., Skerratt, L.F., Speare, R. 2009. Pathogenesis of Chytridiomycosis, a Cause of Catastrophic Amphibian Declines. *Science*, 326(5952).

Weldon, C., du Preez, L.H., Hyatt, A.D., Muller, R., Speare, R. 2004. Origin of the amphibian chytrid fungus. *Emerg. Infect. Di.s*, 10: 2100–2105.

Fecha de realización de la ficha: noviembre de 2020