

REVIEW

TOXINAS PARALIZANTES DE MOLUSCOS EN EL MAR ARGENTINO: IMPACTO, TRANSFERENCIA TRÓFICA Y PERSPECTIVA

NORA G. MONTOYA

Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero (INIDEP),
Paseo Victoria Ocampo N° 1, Escollera Norte, B7602HSA - Mar del Plata, Argentina

¹correo electrónico: nmontoya@inidep.edu.ar

RESUMEN. En el Mar Argentino, los dinoflagelados *Gymnodinium catenatum* y el complejo *Alexandrium tamarense/catenella* producen potentes neurotoxinas (saxitoxinas) que pueden acumularse en moluscos y producir severas intoxicaciones en humanos conocidas como Intoxicación Paralizante por Moluscos. La transferencia de dichas toxinas a través de la cadena alimentaria puede tener consecuencias graves para la salud humana, la acuicultura, la pesca, la industria y la economía regional. Debido a las implicancias para la salud pública, se ha estudiado en profundidad el rol de los moluscos bivalvos en su transferencia. Sin embargo, es escasa la información que se posee sobre las toxinas bioacumuladas en el resto de los organismos marinos ya que no están sujetos a monitoreo. En un contexto de cambio climático global que puede favorecer la ocurrencia de eventos que involucren a las Toxinas Paralizantes de Moluscos (TPM), se presenta una síntesis de la información actualizada para el Mar Argentino sobre los dinoflagelados que las producen y su distribución, las toxinas involucradas y las transformaciones metabólicas que ocurren en su transferencia dentro de la red trófica. Se explora el impacto de las TPM en la integridad del ecosistema y las medidas de manejo y control que se utilizan para minimizar las consecuencias en la salud pública.

Palabras clave: Floraciones de algas tóxicas, monitoreo de algas nocivas, dinoflagelados tóxicos, mortandad de organismos marinos, Argentina.

PARALYZING SHELLFISH TOXINS IN THE ARGENTINE SEA: IMPACT, TROPHIC TRANSFER AND PERSPECTIVE

ABSTRACT. In the Argentine Sea dinoflagellates *Gymnodinium catenatum* and the *Alexandrium tamarense/catenella* complex produce potent neurotoxins (saxitoxins) that can be accumulated in molluscs and produce severe intoxications in humans known as Paralyzing Shellfish Poisoning. The transfer of said toxins through the food web may have serious consequences for human health, aquaculture, fishing, industry and the regional economy. Due to the implications for public health, the role of bivalve molluscs in their transfer has been studied in depth. However, the information available on the toxins bioaccumulated in the rest of marine organisms is scarce since they are not subject to monitoring. In a context of global climate change that may favour the occurrence of events involving Paralyzing Molluscs Toxins (TPM), a synthesis of updated information for the Argentine Sea on the dinoflagellates that produce them and their distribution, the toxins involved and the metabolic transformations that occur in their transference along the food web is presented. The impact of TPMs on the integrity of the ecosystem and the management and control measures used to minimize the consequences on public health is explored.

Key words: Toxic algae blooms, monitoring of harmful algae, toxic dinoflagellates, mortality of marine organisms, Argentina.

INTRODUCCIÓN

Las floraciones de algas nocivas (FAN) son un problema cada vez más frecuente a nivel mundial, que ocasiona severos daños sobre la salud pública, pérdidas económicas en acuicultura, perjuicios al turismo y episodios de mortalidad de poblaciones naturales de peces, aves y mamíferos marinos (Hallegraff 2010). En la Argentina, los eventos más graves por su extensión, toxicidad y organismos afectados, son los ocasionados por los dinoflagelados del Género *Alexandrium* productor de Toxinas Paralizantes de Moluscos (TPM) (Carreto et al. 1981, 1998, 2004, 2007; Montoya et al. 2010, 2018). En un contexto de cambio climático global, donde es probable que los eventos que involucren a las TPM sean cada vez más importantes, se presenta una síntesis de la información actualizada para el Mar Argentino sobre los dinoflagelados productores y su distribución, las toxinas involucradas y las transformaciones metabólicas que ocurren en su transferencia dentro de la red trófica. Se exploran los impactos producidos por las TPM en la integridad del ecosistema y las medidas de manejo y control utilizadas para minimizar sus consecuencias sobre la salud pública.

DISTRIBUCIÓN DE LOS DINOFLAGELADOS PRODUCTORES DE TPM, INCIDENCIA

Los dinoflagelados son los responsables de producir TPM y su proliferación (floraciones) origina la acumulación de las mismas en los organismos filtradores que actúan como vectores de intoxicación humana. Hasta el presente se han documentado varias especies de dinoflagelados que producen TPM en el Mar Argentino (Carreto et al. 1981, 1998, 2004, 2007; Benavides et al. 1995; Akselman et al. 1998; Montoya et al. 2006,

2010, 2018; Fabro et al. 2017). La especie principal, fue inicialmente descrita como *Gonyaulax excavata*, luego renombrada como *Alexandrium tamarense* y recientemente, a partir de estudios filogenéticos, reconocida como *Alexandrium catenella* (Prud'homme van Reine y Willem 2017). En esta revisión, y para evitar ambigüedad, nombraremos a esta especie como *A. tamarense/catenella*.

La distribución geográfica a lo largo de la costa oeste del Atlántico Sur del dinoflagelado *A. tamarense/catenella* ha sido compilada recientemente (Montoya et al. 2018). El primer registro de intoxicación por consumo de bivalvos asociado a esta especie ocurrió en 1980, en la región del frente de mareas de Península Valdés (Carreto et al. 1981). Desde esa fecha hasta la actualidad, numerosos registros dan cuenta de su expansión, abarcando desde la Provincia de Buenos Aires hasta el Canal Beagle, produciendo eventos de elevada toxicidad, ocasionalmente letales para los humanos (Figura 1 A) (Carreto et al. 1981, 2007; Esteves et al. 1992; Benavides et al. 1995; Santinelli et al. 2002; Gayoso y Fulco 2006; Montoya et al. 2010; Krock et al. 2015; Fabro et al. 2017).

El inicio de los fenómenos tóxicos ocurre generalmente de octubre a diciembre, con el des-enquistamiento de las formas de resistencia de estos dinoflagelados y su reproducción celular. Este proceso está controlado por un mecanismo biológico endógeno sincronizado por ciertos factores ambientales (Carreto et al. 1998). Existe, sin embargo, una elevada variabilidad interanual en la intensidad de su desarrollo, que se manifiesta en los niveles de toxicidad alcanzados por los bivalvos. Los máximos niveles de toxicidad son el resultado de períodos prolongados de crecimiento sostenido de la concentración celular que se ve favorecido por períodos de calma y alta radiación solar (Carreto et al. 1998).

Otro dinoflagelado productor de TPM en la región es *Gymnodinium catenatum*, que fue citado por primera vez en 1962 para la Provincia de Buenos Aires (Balech 1964). Esta especie solo se

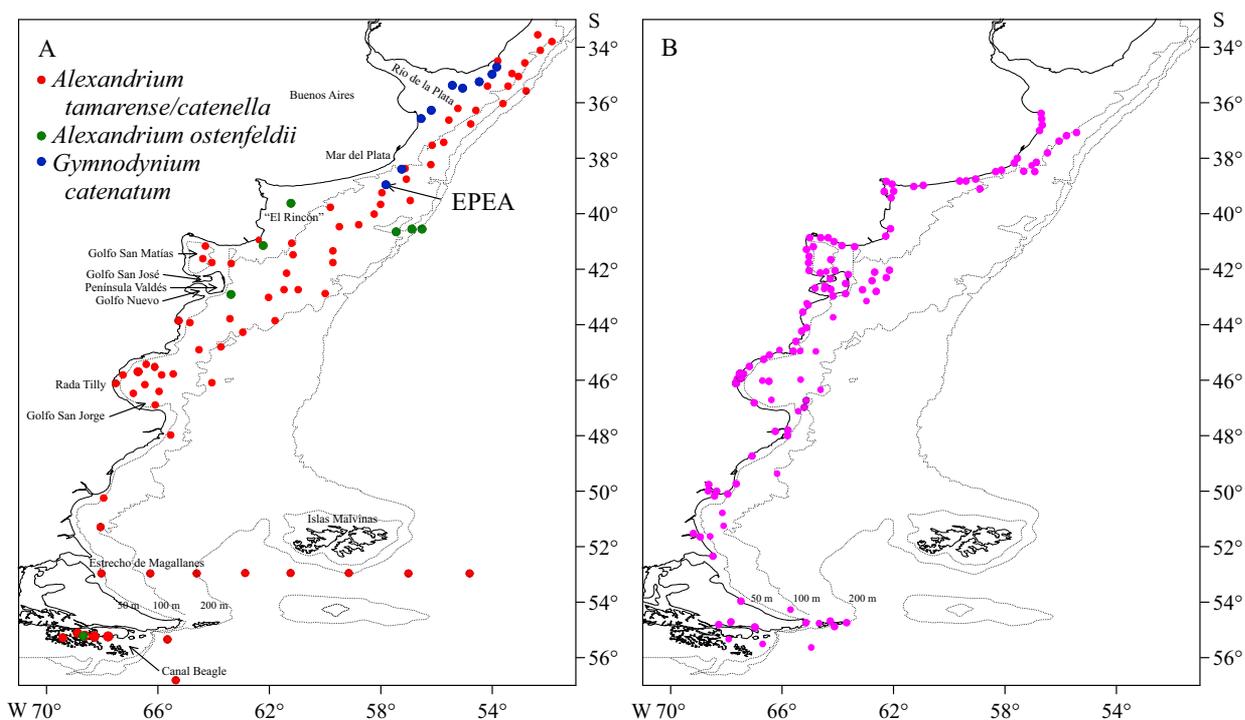


Figura 1. Distribución de dinoflagelados productores de toxinas paralizantes (A) y presencia de toxinas en plancton y bivalvos (B). Modificado de Montoya *et al.* (2018). EPEA: Estación Permanente de Estudios Ambientales.

Figure 1. Distribution of dinoflagellates producers of paralyzing toxins (A) and presence of toxins in plankton and shellfish (B). Modified from Montoya *et al.* (2018). EPEA: Estación Permanente de Estudios Ambientales.

ha reportado en las aguas costeras del norte de Buenos Aires (Figura 1 A) y durante los períodos de finales verano y principios de otoño, donde fue asociado con brotes tóxicos de TPM (Akselman *et al.* 1998; Mendez *et al.* 2001; Montoya *et al.* 2006; Sunesen *et al.* 2014). Recientemente, la presencia de TPM en el plancton fue asociada a dos dinoflagelados no conspicuos en la región, *A. ostenfeldii*, y *Alexandrium* aff. *minutum* en aguas de plataforma al sur de la Provincia de Buenos Aires y al este de la Península Valdés (Figura 1 A) (Fabro *et al.* 2017). *A. ostenfeldii* también fue registrado en Canal Beagle asociado a toxinas liposolubles del grupo de espirolidos, pero los cultivos en condiciones controladas no produjeron TPM (Almandoz *et al.* 2014).

Aunque la distribución de abundancia de *A. tamarense* es altamente heterogénea, es evidente

que las mayores concentraciones celulares (hasta $1,8 \times 10^6$ cél. l⁻¹) se han reportado en las regiones frontales (Carreto *et al.* 1986, 1998; Santinelli *et al.* 2002). En coincidencia con la distribución de *A. tamarense/catenella*, la mayoría de los registros de toxicidad en bivalvos fueron localizados en una banda continua que va del extremo sur del Canal Beagle hasta los 34° S, y entre la costa y la isobata de 50 m (Figura 1 B) (Carreto *et al.* 2007; Montoya *et al.* 2018). Los registros de toxicidad indicaron que en el área comprendida entre 32° S-40° S, las poblaciones de bivalvos intermareales (*Amarilladesma mactroides*, *Donax hanleyanus*, *Brachidontes rodriguezii*) han estado libres de toxicidad asociada a *A. tamarense/catenella* y solo excepcionalmente han registrado valores mayores al límite de seguridad, probablemente debido al ingreso ocasional de *G. catenatum* desde el sector

norte (Méndez y Ferrari 2003; Montoya et al. 2006; Sunensen et al. 2014). Esto contrasta con los valores elevados (hasta 30.000 μg de STX eq. 100 g^{-1}) detectados en los bancos de mejillones (*Mytilus edulis*) localizados a lo largo de la isobata de 50 m (Carreto et al. 1998). Al sur de este sector (40°S - 48°S), las poblaciones de bivalvos costeros y marinos presentaron valores de toxicidad elevados, con registros excepcionales (hasta 50.000 μg de STX eq. 100 g^{-1}) en la región frontal de la Península Valdés (Carreto et al. 1981, 1998). Existen pocos registros de toxicidad para el Golfo San Jorge, pero éstos mostraron que los moluscos bivalvos han presentado elevados valores, como el registrado en 2011 en Caleta Horno que alcanzó 11.800 μg STX eq. 100 g^{-1} en el mejillón *M. edulis*, ocasionando intoxicaciones graves (Santinelli 2013). En la región patagónica más austral se registró TPM en los bivalvos de los estuarios de los ríos Deseado y Gallegos (Figura 1 B) y en la Bahía San Julián. En Canal Beagle no hubo brotes de TPM desde 1985 hasta principios de 1992, cuando se registró una excepcional floración de *A. catenella* que originó el mayor valor de toxicidad en mejillones en el mundo (hasta 127.000 μg STX eq. 100 g^{-1}) (Benavides et al. 1995). Después de este evento extraordinario, los niveles de toxicidad alcanzados en mejillones y cholgas fueron variables, con máximos entre noviembre y febrero, a excepción del registrado en el período 2009-2011 que fue inusualmente extenso (Goya y Maldonado 2014).

LAS TOXINAS PARALIZANTES DE MOLUSCOS

Las TPM son potentes neurotoxinas solubles en agua, estables en soluciones biológicas y fisiológicas, e inestables en condiciones alcalinas (Etheridge, 2010). La toxicidad es causada por el bloqueo reversible y altamente específico del transporte de iones sodio en las membranas exci-

tables (fibras nerviosas y musculares) (Ritchie y Rogart 1977). Los síntomas más comunes son parestesias, entumecimiento y hormigueo perioral y, en casos extremos, las TPM producen muerte por paro respiratorio (Gessner et al. 1997). Desde el descubrimiento de la saxitoxina (STX), el compuesto parental, más de 50 compuestos análogos derivados tricíclicos de la tetrahidropurina han sido añadidos al grupo de las TPM (Wiese et al. 2010). Las TPM generalmente se agrupan de acuerdo con su estructura química. La presencia de diferentes grupos funcionales induce diferente afinidad al sitio de unión del canal de sodio y por lo tanto diferente toxicidad (Shimizu, 2000) (Figura 2). Las más potentes son las carbamoiltoxinas: saxitoxina (STX), neosaxitoxina (neoSTX) y la gonyautoxina GTX1, con una toxicidad intermedia las gonyautoxinas GTX4, 3 y 2 y las decarbamoiltoxinas (dcGTX3 y 2), y las menos potentes son las N-sulfocarbamoiltoxinas (C2, 4, 3, 1 y B1). No ha sido determinada aún la toxicidad de algunos nuevos análogos y derivados de la STX (Wiese et al. 2010). Negri et al. (2007) encontraron una nueva subclase de análogos que contienen una cadena lateral hidrofóbica designada GC1-3 en *G. catenatum*. Estos autores hicieron hincapié en que la naturaleza lipofílica de estas toxinas puede conducir a un mayor potencial de bioacumulación en organismos marinos y demostraron su toxicidad.

Los dinoflagelados presentan un número limitado de toxinas análogas de la STX. Se han realizado diversos estudios del perfil tóxico de *A. tamarense/catenella* y de *G. catenatum*, tanto en poblaciones naturales como en cultivos aislados de diferentes regiones geográficas (Carreto et al. 1996; Reyero et al. 1998; Andrinolo et al. 1999; Méndez et al. 2001; Montoya et al. 2006, 2018; Sastre 2013; Sastre et al. 2013). Ha sido observada, para ambos dinoflagelados, heterogeneidad en el contenido y en el perfil de toxinas, tanto en los cultivos como en las poblaciones naturales provenientes de diferentes sectores geográficos del Mar Argentino (Méndez et al. 2001; Montoya et al.

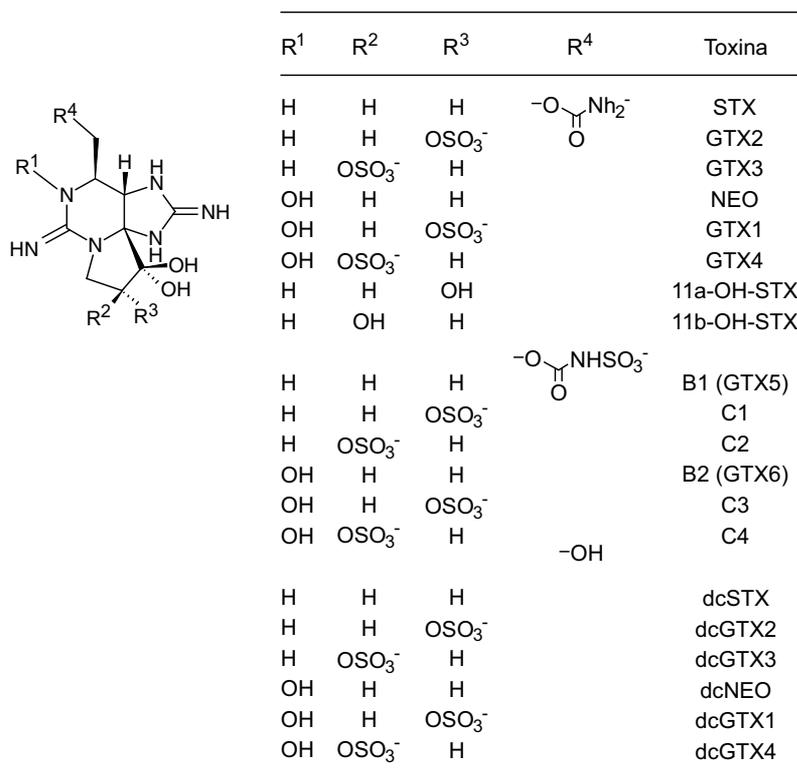


Figura 2. Estructura de la saxitoxina y sus principales análogos.
 Figure 2. Saxitoxin structure and its main analogues.

2006, 2010). La composición tóxica y los genotipos también fueron muy diversos entre aislamientos procedentes del mismo sector geográfico, lo que soporta la hipótesis de la ventaja de mantener una variedad de genotipos viables coexistentes para diferentes condiciones ambientales (Méndez et al. 2001; Montoya et al. 2010, 2018). En *G. catenatum* aislado de las costas uruguayas (GCUR52 y GCUR45) se observó el predominio de las menos tóxicas N-sulfocarbamoiltoxinas (96%) (C1, 2, 4 y B1 y 2) y menor proporción del análogo hidroxibenzoato GC1-3. (Méndez et al. 2001; Negri et al. 2001). En cambio, en una población natural de las costas de Mar del Plata, se observó un perfil diferente compuesto por C1, 2, GTX4, GTX2/3, dcGTX2/3, y ausencia de las toxinas B1, B2, C3, C4 y GC1-3 (Montoya et al. 2006).

El perfil tóxico de *A. tamarense/catenella* en cultivos aislados de Mar del Plata, el frente de marea de Península Valdés, los golfos Nuevos, San José, San Jorge y en Islas Malvinas (Figura 3 A) se caracterizó por el dominio de las N-sulfocarbamoiltoxinas (C1/2) con menor proporción de gonyautoxinas (GTX1/4, GTX2/3), neoSTX y solo trazas o ausencia de STX y dcSTX (Montoya et al. 2018). Resultados similares se observaron en Brasil (Persich et al. 2006) y Uruguay (Méndez et al. 2001). En un estudio comparativo de cultivos y poblaciones naturales se observó que los diferentes aislados se agruparon en diferentes subgrupos no geográficos, lo que indicó la existencia de una población continua de *A. tamarense/catenella* (Montoya et al. 2010). Las poblaciones naturales provenientes de sectores similares presentaron un perfil tóxico diferente con gonyautoxinas como

componentes principales, siendo notoria la diferencia que se observó entre las poblaciones de *A. tamarense/catenella* que crecen en primavera (toxina más abundante: GTX1/4) y otoño (toxina más abundante: GTX2/3) (Figura 3 B). Estas diferencias en los perfiles y contenidos de toxinas originaron diferentes valores de toxicidad celular. El rango de toxicidad hallado para *A. tamarense/catenella* fue de 9,7-92,9 pg STX eq. cél.⁻¹ en poblaciones naturales y 1,81-10,27 pg STX eq. cél.⁻¹ en cultivos (Montoya et al. 2010).

Transformaciones de las TPM

Las saxitoxinas que naturalmente ocurren en los dinoflagelados pueden sufrir transformaciones químicas o enzimáticas y convertirse en nuevos análogos o ser precursores para la formación de metabolitos extracelulares. El conocimiento de estas transformaciones puede tener implicancias importantes para la toxicidad, acumulación, eliminación y detección de las TPM en organismos contaminados.

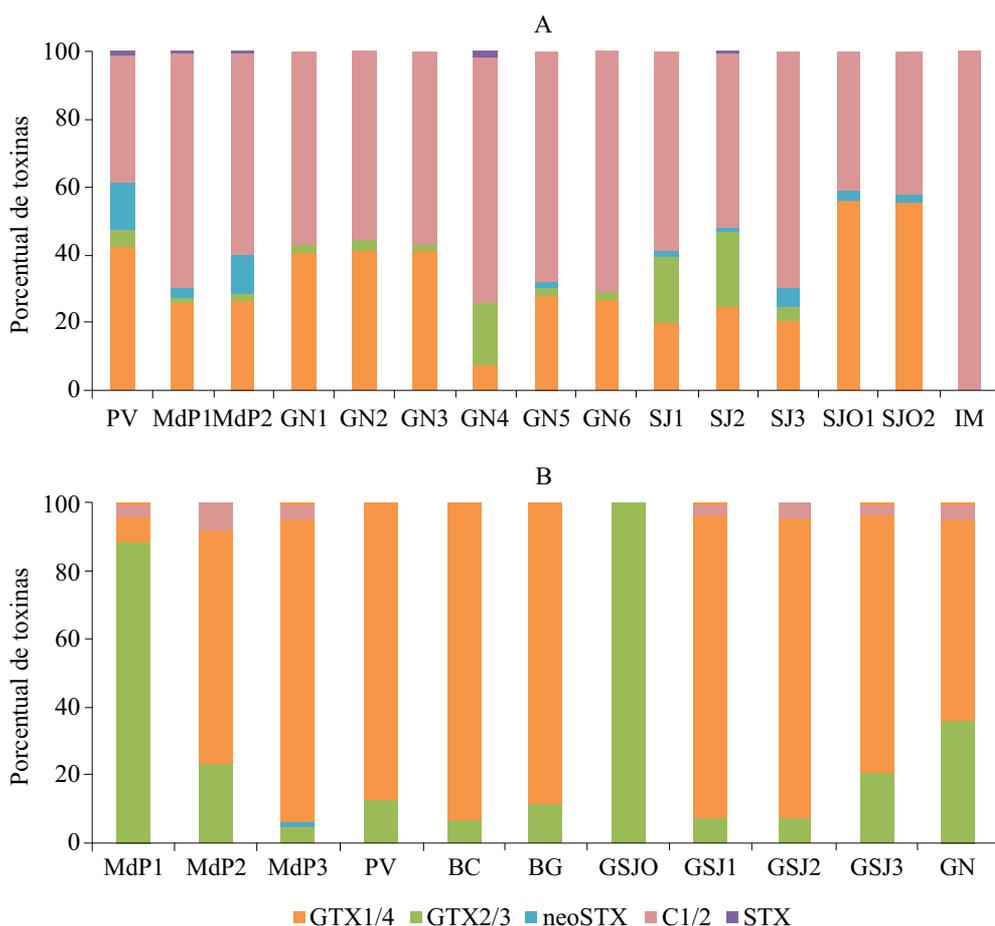


Figura 3. Perfil de las TPM en cultivos (A) y poblaciones naturales (B) de *Alexandrium tamarense/catenella* provenientes de Mar del Plata (MdP 1-3), Península Valdés (PV), Golfo Nuevo (GN 1-6), Golfo San José (GSJ y SJ), Islas Malvinas (IM), Bahía Camarones (BC) y Bahía Grande (BG). Datos de Montoya et al. (2010).

Figure 3. TPM profile in cultures (A) and natural populations (B) of *Alexandrium tamarense/catenella* from Mar del Plata (MdP1-3), Valdés Peninsula (PV) Nuevo Gulf (GN 1-6), San José Gulf (GSJ and SJ), Malvinas Islands (IM), Camarones Bay (BC) and Grande Bay (BG). Data by Montoya et al. (2010).

Diversos estudios se realizaron para comprender las transformaciones en el perfil de toxinas que ocurren en los invertebrados filtradores y los dinoflagelados productores (Weise et al. 2010). Oshima (1995) demostró la capacidad de *A. tamarense* de realizar transformaciones enzimáticas de GTX2/3 a GTX1/4, y que un homogeneizado de *G. catenatum* induce la incorporación de una molécula de sulfato sobre el grupo carbamoil resultando en la formación de C1 y C2. Transformaciones enzimáticas de las carbamoiltoxinas y

N-sulfocarbamoiltoxinas a decarbamoiltoxinas ocurren en las almejas *Prothotheca staminea* (Sullivan et al. 1983) (Figura 4). Conversiones de GTX y neoSTX a STX por reducción del grupos sulfato y N1-hidroxilo, respectivamente, fueron observadas en la vieira *Placopecten magellanicus* (Shimizu y Yoshioka 1981). Algunos de los nuevos y exóticos análogos de la STX, como los análogos M1-5, son producidos por transformaciones enzimáticas dentro del organismo vector o por sus microorganismos asociados (Weise et al. 2010).

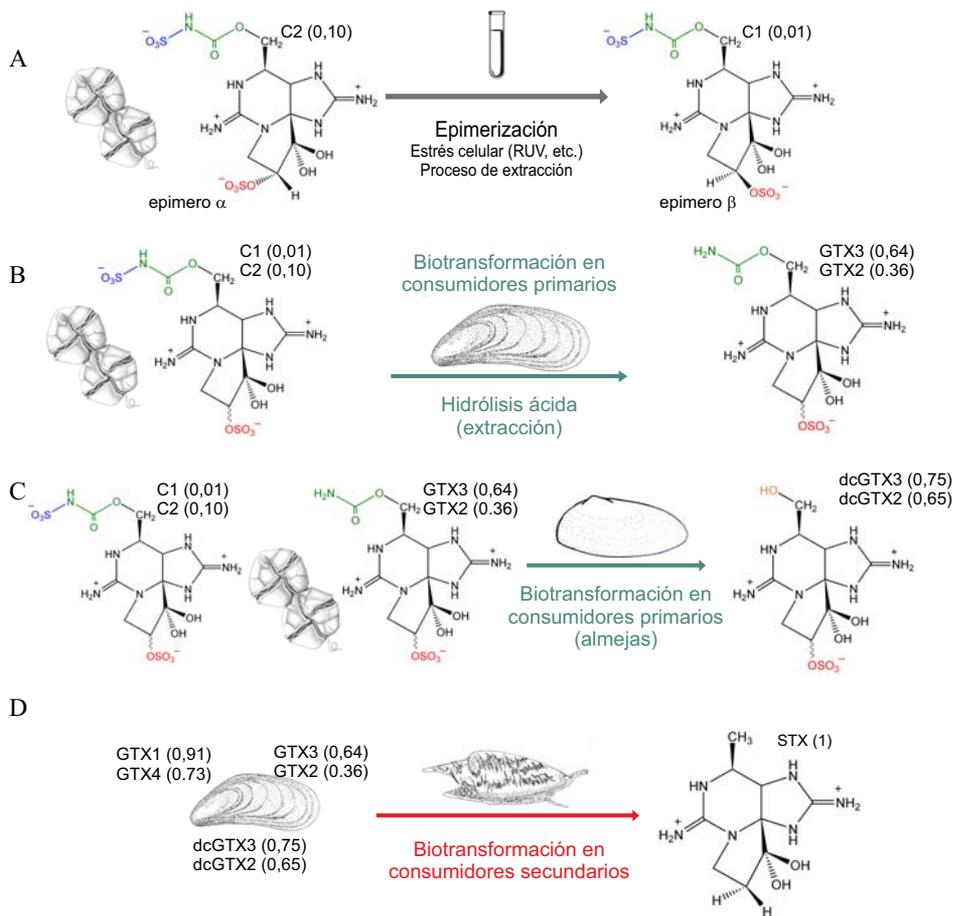


Figura 4. Rutas de transformación de las TPM observadas en distintos estudios realizados en el área: epimerización de C1 a C2 (A), biotransformación de C1/2 a GTX2/3 o por hidrólisis ácida en mejillones (B), conversión a decarbamoiltoxinas en almejas (C) y transformación y acumulación selectiva de STX en caracoles (D). Toxicidad específica entre paréntesis.

Figure 4. Transformation pathways of the TPM observed in different studies carried out in the area: epimerization of C1 to C2 (A), biotransformation of C1/2 to GTX2/3 or per acid hydrolysis in mussels (B), conversion to decarbamoiltoxins in clams (C) and transformation and selective accumulation of STX in snails (D). Specific toxicity in brackets.

También se reportó que las bacterias transforman GTX1-4 a STX y neoSTX (Sugawara et al. 1997) y se demostró que vísceras de cangrejos y caracoles marinos transforman GTX en STX a través de eliminación reductiva (Kotaki et al. 1985) (Figura 4). Smith et al. (2001) quienes estudiaron bacterias marinas de varios bivalvos, sugieren que juegan un rol importante en la eliminación de las TPM dentro de estos moluscos.

VECTORES DE INTOXICACIÓN HUMANA

Los moluscos bivalvos son organismos filtradores que se alimentan fundamentalmente de fitoplancton. Para estos organismos las especies que contienen toxinas son una parte más del alimento que ingieren, puesto que en la mayor parte de los casos estas toxinas no los afectan (Bricelj y Shumway 1998). La acumulación de toxinas en los bivalvos es, por tanto, parte de los procesos relacionados con su fisiología digestiva y es importante conocerlos para poder predecir su acumulación y pérdida. En la fase de pérdida es habitual la observación de importantes diferencias en los

tiempos de detoxificación y en el perfil de TPM presente, dependiendo del tipo de molusco y, más especialmente, del órgano en el que se acumulan las toxinas (Bricelj y Shumway 1998). Además, el tiempo de detoxificación para un mismo bivalvo depende de las condiciones ambientales en las que se encuentra. Todas las diferencias observadas empíricamente para las distintas especies de moluscos bivalvos y las diferentes toxinas en una determinada zona geográfica, deben ser tenidas en cuenta a la hora de establecer un programa de control de biotoxinas. El perfil de TPM hallado en los bivalvos puede ser el resultado de varios procesos que ocurren simultáneamente: degradación de toxinas mediadas por enzimas, equilibrio químico hacia el epímero más estable, toma y eliminación selectiva de toxinas, fragmentación de la molécula por cambios en el pH (Figura 4), etc.

Carreto et al. (2004) realizaron un estudio en una población de mejillones *M. platensis* ubicada frente a Mar del Plata (Estación Permanente de Estudios Ambientales, EPEA, 38° 28' S-57° 41' W; Figura 1 A) durante un año, observando que la evolución temporal de toxicidad en los mejillones muestra un ciclo bimodal con dos niveles máximos en concordancia con la variación de abundancia de *A. tamense/catenella* (Figura 5).

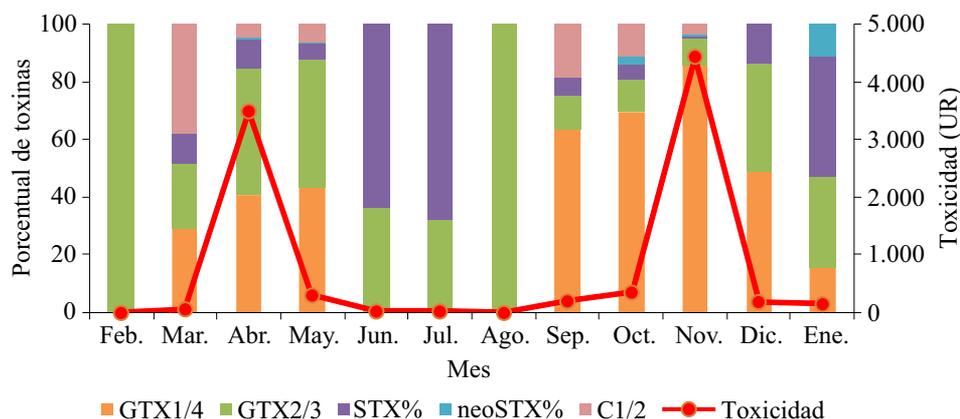


Figura 5. Toxicidad y perfil de las TPM en mejillones provenientes de la Estación Permanente de Estudios Ambientales (EPEA) (localización en Figura 1) durante el año 2000. Datos de Carreto et al. (2004).

Figure 5. Toxicity and TPM profile in mussels from the Estación Permanente de Estudios Ambientales (EPEA) (location in Figure 1) during 2000. Data by Carreto et al. (2004).

Durante la fase de asimilación se observaron diferencias significativas en el perfil de toxinas entre las poblaciones de mejillones de primavera y otoño, debidas a la diferencia en la composición en toxinas en *A. tamarense/catenella* para ambos períodos (Figuras 2 y 5). Cuando la concentración del dinoflagelado comenzó a declinar, la toxicidad en los mejillones disminuyó drásticamente. La fase de detoxificación se caracterizó por presentar dos etapas, una inicial muy rápida ($t_{1/2} = 7$ d) que fue seguida de otra mucho más lenta, en la cual permanecieron toxinas en concentraciones solo detectables por cromatografía líquida (HPLC). En la fase de detoxificación rápida se observó un decrecimiento de las N-sulfocarbamoiltoxinas acompañado de un proceso de epimerización. Los mayores cambios se observaron durante la etapa de detoxificación lenta, donde los bajos niveles de toxinas fueron debidos a la presencia de STX y del par GTX2/3, enriquecido en el epímero termodinámicamente más estable (GTX2). La toxicidad de los mejillones alcanzó el valor aceptado por la regulación ($800 \mu\text{g STX eq. kg}^{-1}$) luego de dos semanas de alcanzar el máximo nivel de toxicidad, tanto en primavera como en otoño. Este máximo nivel de toxinas fue dominado por la presencia de gonyautoxinas (GTX1/4 y GTX2/3).

En un estudio similar realizado con cholgas *Aulacomya atra* en el Golfo San José se observó que la depuración natural de este bivalvo presentó un decaimiento exponencial de primer orden (Andrinolo et al. 1999). En este estudio el perfil tóxico promedio de 30 muestras de cholgas dio como toxina principal el par GTX4/1 seguido de GTX2/3, y STX.

En otro estudio realizado en 2013 en muestras de mejillones *M. platensis* y cholgas *A. atra* de una balsa de cultivo ubicada en Bahía Brown (Provincia de Tierra del Fuego, Antártida e Islas del Atlántico Sur), se observó que en general las cholgas tenían una cantidad mayor de TPM que los mejillones para la misma fecha (Benavides et al. 2016). La toxicidad y la cantidad de toxinas totales en las muestras de cholgas como de mejillones tendió a disminuir lentamente, durante el período estudiado (julio a diciembre), indicando que los bivalvos estaban detoxificando las TPM adquiridas en un ciclo tóxico anterior (primavera-verano). En el período estudiado los bivalvos no tuvieron alta toxicidad y en algunas muestras los bioensayos dieron resultado negativo, no obstante, en todas fue posible detectar gonyautoxinas utilizando el método de mayor sensibilidad por HPLC (Figura 6) (Benavides et al. 2016).

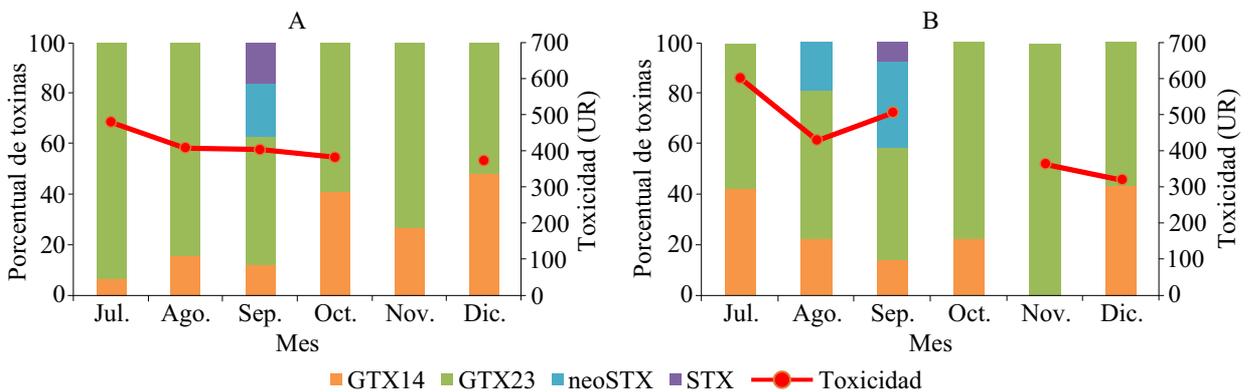


Figura 6. Toxicidad y perfil de las TPM (julio a diciembre de 2013) en mejillones (*Mytilus platensis*) (A) y cholgas (*Aulacomya atra*) (B) de Bahía Brown, Provincia de Tierra del Fuego, Antártida e Islas del Atlántico Sur.
 Figure 6. Toxicity and TPM profile (July through December 2013) in mussels (*Mytilus platensis*) (A) and cholgas (*Aulacomya atra*) (B) from Brown Bay, Tierra del Fuego, Antarctica and South Atlantic Islands Province.

Aunque las vieiras son un recurso económico importante para la región, no se realizaron estudios de detoxificación. Las vieiras comerciales en la Argentina son *Aequipecten tehuelchus*, que se extrae con pesca artesanal en la Provincia del Chubut y la especie *Zygochlamys patagonica*, que se captura en la zona del talud y es procesada a bordo en barcos comerciales. Dado que en las vieiras las TPM se acumulan en las vísceras, el procesamiento realizado a bordo consiste en separar el músculo abductor, parte comestible, del resto de los tejidos (Goya et al. 2009). En vieiras enteras, estudiadas durante eventos tóxicos, se ha encontrado que las principales toxinas presentes son gonyautoxinas (Figura 7). Sin embargo, en un estudio realizado sobre *Z. patagonica* se observaron altos niveles de toxicidad causados por un nuevo derivado de STX: 13-nor-decarbamoilsaxitoxina, solo hallado en esta población de vieiras y no detectado por los métodos convencionales de HPLC (Gibbs et al. 2009).

Otros bivalvos no comerciales en los que fueron detectadas importantes concentraciones de TPM en la costa de la Provincia de Buenos Aires son los berberechos (*Donax hanleyanus*), las almejas (*Amarilladesma mactroides*) y los mejillines (*Brachidontes rodriguezii*) (Figura 8). Aunque existe una veda precautoria de captura de berberechos y almejas en la provincia, estos bivalvos suelen ser recolectados por turistas, exponiéndose al riesgo de intoxicación (Sunesen 2014). En berberechos y almejas es notable la presencia de dcGTX, lo que puede ser explicado por la existencia de enzimas específicas en esta especie de moluscos (ver apartado biotransformación, Figura 4). Una explicación alternativa es que el dinoflagelado responsable de la presencia de TPM en este sector costero sea *G. catenatum* que presentó dcGTX en su perfil tóxico (Montoya et al. 2006).

Aunque las mayores concentraciones de TPM se detectaron en moluscos bivalvos varias especies de caracoles (gasterópodos) de importancia comercial también presentaron toxicidad (Carreto et al. 1996; Turner et al. 2014). Los bivalvos son

una fuente de alimento de los gasterópodos carnívoros marinos, como por ejemplo *Zidona dufresnei* y *Adelomelon beckii*, los que acumulan TPM como producto de la depredación sobre bivalvos tóxicos (Carreto et al. 1996; Turner et al. 2014). La mayor concentración de toxinas se observó en las vísceras (entre 20-120 veces más que en el pie), aunque el pie, parte comestible, en ocasiones puede alcanzar valores por encima del máximo permitido (Turner et al. 2014). Existe por lo tanto un riesgo significativo para los consumidores y se registró un caso fatal y al menos seis intoxicaciones, la más reciente en noviembre de 2017. A diferencia de los bivalvos que acumulan principalmente gonyautoxinas, en los caracoles el perfil se dio casi exclusivamente por la muy tóxica STX (Figura 7). Un estudio llevado a cabo con 41 muestras provenientes de diferentes sectores de la plataforma obtenidas entre 1986 y 2012, demostró que no hubo cambios significativos en el perfil de toxinas a lo largo del tiempo en los caracoles *A. beckii* y *Z. dufresnei*, con un perfil compuesto por un 85% de STX y menores proporciones de GTX2/3, dcSTX y neo STX (Turner et al. 2014).

IMPACTOS DE LA TRANSFERENCIA TRÓFICA DE TPM

Los diversos organismos marinos pueden tener varios roles en la red trófica respecto a la exposición e impacto de las TPM: pueden ser vectores, víctimas o ambos. Debido a las implicaciones de las toxinas para la salud humana, el papel de los bivalvos está bien documentado. Contrariamente, aquellos organismos que no son vectores tradicionales de intoxicación en humanos son poco estudiados y los datos de bioacumulación están mucho menos disponibles. La mayor parte del conocimiento actual se generó a partir de eventos tóxicos relacionados con la mortandad de peces, mamíferos y aves marinas, cuya ocurrencia es esporádica e impredecible.

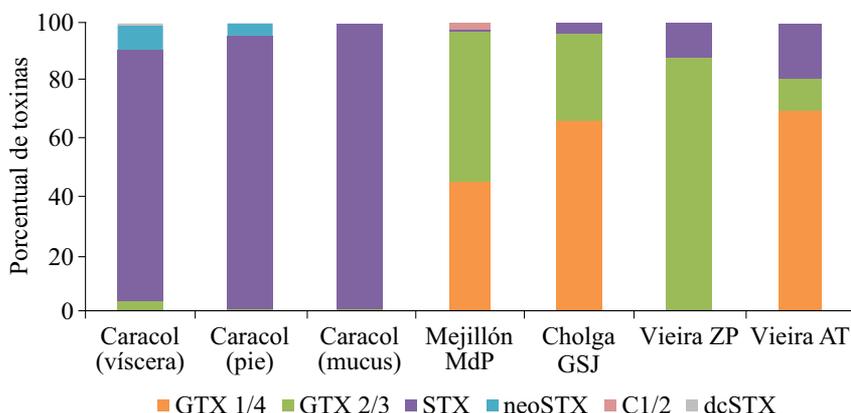


Figura 7. Perfil de las TPM en mejillones (*Mytilus platensis*), cholgas (*Aulacomya atra*), vieiras (AT: *Aequipecten tehuelchus*, ZP: *Zygochlamys patagonica*) y en distintos tejidos de caracol (*Zidona dufresnei*).
 Figure 7. TPM profile in mussels (*Mytilus platensis*), cholgags (*Aulacomya atra*), scallops (AT: *Aequipecten tehuelchus*, ZP: *Zygochlamys patagonica*) and in different snail tissues (*Zidona dufresnei*).

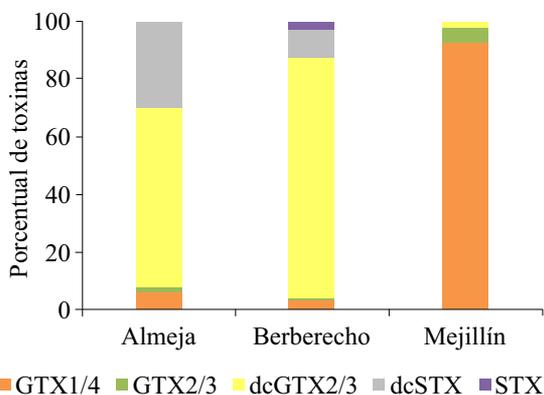


Figura 8. Perfil de las TPM en almejas (*Amarilladesma mactroides*), berberechos (*Donax hanleyanus*) y mejillones (*Brachidontes rodriguezii*) no comerciales provenientes de la costa de la Provincia de Buenos Aires.
 Figure 8. TPM profile in non commercial clams (*Amarilladesma mactroides*), cockles (*Donax hanleyanus*) and mussels (*Brachidontes rodriguezii*) from the Province of Buenos Aires coasts.

En la costa de nuestro país se registraron varios episodios de mortandad de organismos marinos producidos por TPM (Montoya et al. 1996, 2008; Montoya y Carreto, 2007). En la primavera de 1993 se detectó por primera vez una elevada mortandad de caballas (*Scomber japonicus*) conteniendo TPM en una amplia área de la plataforma

bonaerense conocida como “El Rincón” (Montoya et al. 1996). La mayor concentración de toxinas fue de 2.800 µg STX eq. 100 g⁻¹ de tejido en contenido estomacal, aportado principalmente por gonyautoxinas GTX1/4 (Figura 9). Otros tejidos con TPM fueron intestino, hígado y branquias, con mayor proporción de GTX2/3, reflejando los procesos de acumulación/eliminación y biotransformación. En ningún caso se detectó la presencia de toxinas en el músculo, su parte comestible (Montoya et al. 1996). En este evento el zooplancton gelatinoso actuó como organismo vector de las toxinas originadas por el dinoflagelado *A. tamarense/catenella* (Montoya et al. 1996). No se ha registrado mortandad por TPM de otros peces pelágicos, sin embargo, se observó que la anchoíta (*Engraulis anchoita*) del sector costero de la Provincia de Buenos Aires, tiene la capacidad de acumular cierta cantidad de toxinas (Montoya et al. 1998). El nivel de toxicidad hallado en las vísceras de anchoíta fue de 101 µg STX eq. 100 g⁻¹, con un perfil tóxico compuesto principalmente por gonyautoxinas (Figura 9), mientras que las TPM no se acumularon a niveles detectables en el músculo. Aunque el proceso de intoxicación es aún desconocido, el comportamiento alimentario de la anchoíta y la detección

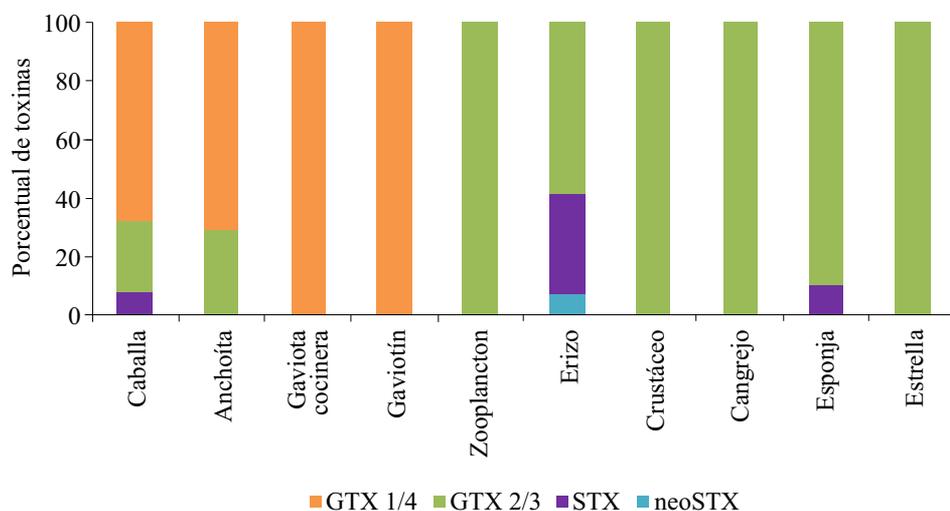


Figura 9. Perfil de las TPM en caballa (*Scomber japonicus*), anchoíta (*Engraulis anchoíta*), gaviota cocinera (*Larus dominicus*), gaviotín (*Thalasseus maxima*), zooplancton, erizo (*Pseudechinus magellanicus*), crustáceos (*Rochinia gracilipes* y *Peltarium spinulosum*), esponja (Porifera indet.) y estrella de mar (*Cycethra verrucosa*).

Figure 9. TPM profile in mackerel (*Scomber japonicus*), anchovy (*Engraulis anchoíta*), cook gull (*Larus dominicus*), tern (*Thalasseus maxima*), zooplankton, sea urchin (*Pseudechinus magellanicus*), crustaceans (*Rochinia gracilipes* and *Peltarium spinulosum*), sponge (*Porifera indet.*) and star (*Cycethra verrucosa*).

de TPM (GTX2/3) en muestras de zooplancton (Montoya y Carignan 2011; D'Agostino 2017) nos lleva a suponer que éste fue el principal vector de la transferencia de las toxinas.

Varios estudios han demostrado que diversas especies de mamíferos marinos están expuestas a estas potentes neurotoxinas (Geraci et al. 1989; Doucette et al. 2012; Lefebvre et al. 2016; Wilson et al. 2016). Sin embargo, son pocos los casos documentados de mortalidad de mamíferos marinos asociados con las TPM. Wilson et al. (2016) estudiaron la relación de la alta mortalidad de las ballenas (*Eubalaena australis*) en Península Valdés y los fenómenos de algas tóxicas. Reportaron que solo un número reducido de muestras fueron positivas a estas neurotoxinas (4 de 105) y en concentraciones bajas (STX = 172 a 800 ng g⁻¹). A partir de la talla de algunos de los individuos afectados, crías menores de 3 meses, estimaron que los mismos podrían haber estado expuestos a las toxinas en el útero o través de la leche de su madre. En otros estudios realizado en la zona no se detectó TPM en materia fecal de

ballenas, mientras si se detectó en el fitoplancton y mesozooplancton del área (Montoya y Carreto, 2009; Cadaillon, 2012; D'Agostino, 2017).

Las aves marinas son muy sensibles a las toxinas y la incorporación de las mismas por la ingestión de peces u otros organismos que las hayan acumulado ha originado importantes mortandades en diferentes regiones del planeta (Shumway et al. 2003). En nuestro país también se han registrado grandes mortandades de aves asociadas a eventos de floraciones de algas tóxicas a lo largo de las costas de Buenos Aires, la Patagonia y el Canal Beagle. Las especies de aves documentadas incluyen a *Sterna hirundinacea*, *Phalacrocorax atriceps*, *Podiceps major*, *Tachyeres pteneres*, *Larus dominicanus*, *Thalasseus maxima* y *Spheniscus magellanicus* (Carreto et al. 1981; Uhart et al. 2004, 2008; Montoya y Carreto 2007). Durante un florecimiento de *A. tamarense/catenella* ocurrido en playas de Punta Loma y Punta León, Chubut, se observó gran mortandad de aves con presencia de TPM en su tracto digestivo (Montoya y Carreto 2007). El análisis de toxinas en

muestras de tejidos de gaviotas agonizantes (*L. dominicanus*) mostró que GTX4 estaba presente en todos los tejidos estudiados (intestino, estómago, hígado y riñón) (Figura 9) (Montoya y Carreto 2007; Uhart et al. 2008). Como el estómago de las aves analizadas estaba libre de restos de alimento, no fue posible determinar el vector de intoxicación (Uhart et al. 2008). Los peces pequeños que se alimentan por filtración, como la anchoíta y los invertebrados como el calamar, que pueden acumular TPM por depredación y son una parte importante de la dieta de muchas aves marinas, probablemente fueron los vectores de intoxicación (Uhart et al. 2008).

La mortalidad de un gran número de pingüinos (*Pygoscelis papua*, *Eudyptes chrysocome* y *Spheniscus magellanicus*) también se registró en las Islas Malvinas. Entre noviembre de 2002 y febrero de 2003, miles de pingüinos fueron intoxicados (junto con albatros, petreles y priones) durante un brote de TPM (Uhart et al. 2004). El análisis de muestras de tejido y estómago de estas aves y el análisis de muestras de agua, mostró que las toxinas que causaron estas muertes (GTX4 y neoSXT) fueron originadas por los dinoflagelados *A. tamarense/catenella* presentes en el plancton.

Se ha demostrado que organismos bentónicos no explotados comercialmente para su consumo pueden acumular, a través de depredación o filtración, y transferir TPM, lo que implica un riesgo de intoxicación para otros organismos. Montoya y Carignan (2011), realizaron un estudio tendiente a evaluar la capacidad de acumulación de TPM en varios organismos bentónicos de la región frontal de la Península Valdés. Si bien se encontraron bajas concentraciones de células de *A. tamarense/catenella*, indicando que la floración tóxica estaba en la etapa final de desarrollo, fue posible detectar TPM en el fitoplancton (GTX2/3: 18-108 pmol g⁻¹) y en el mesozooplancton (GTX2/3: 43 µg STX eq. 100 g⁻¹). En muestras de una especie indeterminada de *Porifera* (esponja) se observó un resultado similar, con una concentración de toxina de 66,3 µg STX eq.

100 g⁻¹. Los niveles más altos de toxicidad se observaron en el erizo *Pseudechinus magellanicus*, que acumuló 834 µg STX eq. 100 g⁻¹ en sus tejidos blandos, y un mayor porcentaje de STX (Figura 9). El resto de los organismos estudiados, los crustáceos *Rochinia gracilipes*, *Peltarion spinulosum* y la estrella de mar *Cyathra verrucosa* presentaron baja toxicidad (2,5-26 µg STX eq. 100 g⁻¹) y un perfil tóxico similar (Figura 9). Los mecanismos de acumulación/detoxificación no se conocen, pero es probable que la diferencia en el nivel tóxico encontrado pueda deberse a la diferente fisiología de los organismos estudiados. Otro organismo en el que se detectó neurotoxinas por bioensayo fue la babosa marina *Pleurobranchaea* sp., especie invasora hallada en aguas costeras de la Argentina (Farias et al. 2014).

SALUD PÚBLICA: MONITOREO Y MEDIDAS DE MANEJO

Las TPM pertenecen a las biotoxinas marinas más tóxicas conocidas y son responsables de cientos de muertes humanas (Hallegraeff 1995). En la Argentina, la principal causa de envenenamiento humano y muerte por mariscos contaminados con saxitoxina se debió a la ingestión de mejillones. Desde 1980 hasta el presente han ocurrido serias intoxicaciones, algunas fatales (Figura 10), como la última registrada en diciembre de 2011 en Caleta Horno (Golfo San Jorge) por consumo de mejillones colectados en forma personal en la playa (Santinelli 2013). Es probable que los casos de intoxicación paralizante por moluscos fueran sub-registrados, debido en parte al desconocimiento de estos fenómenos y a la extensión de la costa: aproximadamente 5.000 km desde el Canal Beagle hasta el estuario del Río de la Plata.

El sistema de control y monitoreo de toxinas en la Argentina surge en 1980, luego de la intoxicación y muerte de dos pescadores ocurrida en

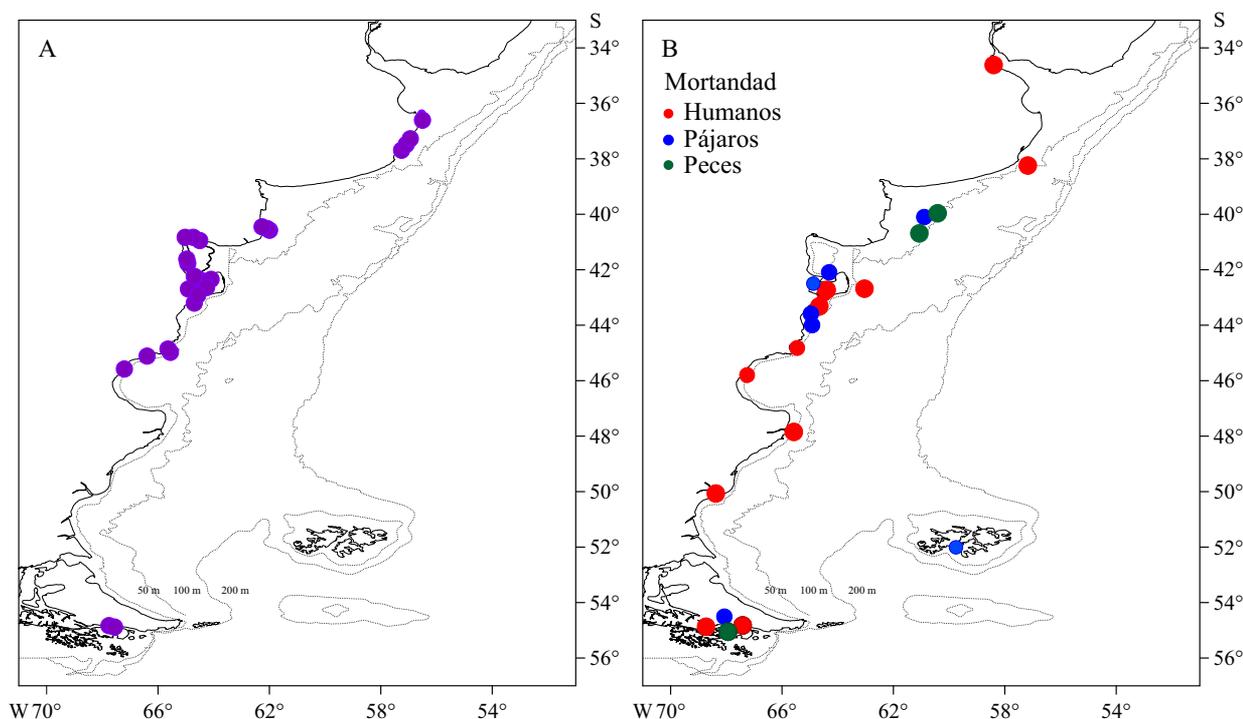


Figura 10. Zonas clasificadas y/o monitoreadas para la extracción de moluscos (A) y eventos de mortandad en humanos, pájaros y peces (B) (modificado de Montoya *et al.*, 2018).

Figure 10. Areas classified and/or monitored for the extraction of molluscs (A) and death events in humans, birds and fishes (B) (modified from Montoya *et al.*, 2018).

Península Valdés. Las normas sanitarias para la exportación de moluscos bivalvos vivos se basan en el Reglamento de la Unión Europea (EC) N° 854/2004 (EC 2004) en cuanto a toxinas legisladas y límites aceptados por toxinas. El SENASA (Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria) es el responsable del control de los productos pesqueros para el consumo humano interno y de exportación (Resolución SAGPyA N° 829/2006). SENASA coordina esta tarea con los gobiernos provinciales para la clasificación y monitoreo de zonas de extracción y para el establecimiento de vedas (Figura 10; Tabla 1). Cada región tiene un Plan de Prevención y Control que incluye, además del control de toxinas en los moluscos bivalvos, el monitoreo de especies fitoplanctónicas toxigénicas. Las principales especies de moluscos comerciales monitoreadas son: mejillón (*M. platensis*),

cholgas (*A. atra*), vieiras (*A. tehuelchus*, *Z. patagonica*), caracoles (*Z. dufresnei*, *A. beckii*), ostras (*Crassostrea gigas*, *Ostrea puelchana*), almejas (*Ameghinomya antiqua*), panopea (*Panopea abbreviata*) y navaja (*Ensis macha*, *Solen tehuelchus*).

La legislación establece, en las áreas clasificadas para la extracción y producción, un nivel máximo de 800 µg STX eq. kg⁻¹ de cuerpo o parte comestible y es controlado semanalmente. El método oficial de análisis para la certificación por áreas es el bioensayo con ratones (AOAC 1985). Este ensayo es el aceptado internacionalmente como referencia por el nivel de seguridad que aporta y sigue siendo el método de referencia en la Unión Europea (Morono 2013). Cuando el nivel detectado de TPM es igual o superior al máximo permitido, el área se clausura para la

Tabla 1. Zonas clasificadas, en vías de clasificación y/o monitoreadas y productos pesqueros controlados en cada provincia.
 Table 1. Classified areas, in the process of classification and/or monitored and fishing products controlled in each province.

Provincia	Producto pesquero controlado	Código de áreas	Localidad
Buenos Aires	Mejillones, vieiras, caracoles, ostras y productos congelados de importación. No comerciales: mejillín, almeja amarilla y berberechos	AR-BA-001	Los Pocitos
		AR-BA-002	Ría Jabalí
		AR-BA-003	Bahía San Blas
			Otras áreas no clasificadas en la costa de la provincia
Río Negro	Almejas, vieiras, cholgas, caracol globoso y ostras	AR-RN-001	Villarino, El Buque y El Sótano
		AR-RN-002	Orengo
Chubut	Mejillones, cholgas, panoepa, caracol rojo, almejas y vieiras	ARCH002	Golfo San José, Riacho
		ARCH008	Playa Larralde
		ARCH009	Playa Bengoa
		ARCH001	Golfo San Matías-Paraje Puerto Lobos
		ARCH005	Bahía Camarones
		ARCH010	Playa Belvedere
		ARCH003	Golfo Nuevo
		ARCH004	Bahía Engaño
		ARCH006	Bahía Bustamante-Caleta Malaspina
		ARCH007	Centro del Golfo San Jorge
Tierra del Fuego, Antártida e Islas del Atlántico Sur	Mejillones y cholgas	AR-TF-001	Punta Paraná
		AR-TF-002	Bahía Brown fondo y entrada

extracción de bivalvos. Las medidas se levantan una vez que se han obtenido dos resultados consecutivos (mínimo 72 h) con niveles de toxinas inferiores a los límites tolerados.

En la Unión Europea existen tres métodos para la determinación de TPM que fueron formalmente validados en estudios interlaboratorios: bioensayo en ratón, HPLC con derivatización precolumna (Lawrence et al. 2005) y HPLC con derivatización postcolumna (Van de Riet et al. 2009). Los métodos cromatográficos se utilizaron en reemplazo del bioensayo para determinar toxicidad en aquellos países donde por cuestiones éticas no está permitido el uso de animales de laboratorio (Van de Riet et al. 2009). Su principal des-

ventaja es que ningún método está validado para todas las toxinas del grupo, y solo se pueden cuantificar aquellas para las que hay estándares disponibles.

IMPACTO SOCIOECONÓMICO DE LAS FLORACIONES TÓXICAS

Los moluscos son el segundo grupo más importante de la producción acuícola mundial, y los mejillones representan el 12,4% de las toneladas producidas de este grupo (FAO 2012). Argentina no es un productor importante de

bivalvos, los principales emprendimientos son en pequeña escala y se dedican a la actividad de acuicultura marina o a la recolección de moluscos bivalvos de los bancos naturales para su comercialización (Álvarez 2012; Bertolotti et al. 2014).

La ostricultura en la Provincia de Buenos Aires ha evolucionado desde 2002 a través de la creación del Programa de Aprovechamiento Productivo de la Ostra del Pacífico en el Partido de Patagones. Los datos sobre esta actividad se remontan a fines de la década de los ochenta con la aparición de los primeros ejemplares de la ostra del Pacífico (*C. gigas*) asentados sobre restingas de la zona (Álvarez 2012). La provincia, junto con SENASA y la Universidad Nacional de La Plata, participan del control y monitoreo de las zonas clasificadas y de otros sectores y programas de estudio en colaboración (Sunesen et al. 2014).

En la Provincia de Río Negro, el Golfo San Matías presenta una costa marítima con gran diversidad de fauna marina, dentro de la que se hallan moluscos bivalvos y gasterópodos, los que en varias oportunidades han acumulado toxinas en sus tejidos (Fernández y Kroeck 2013). El Centro de Biología y Toxicología Aplicada fue creado en 1987, y se convirtió en el punto de referencia del Programa de Vigilancia Epidemiológica. En la actualidad es un área del Laboratorio Regional de Salud Ambiental Viedma (LRSAV) y se encuentra habilitado por SENASA. En él se analizan muestras de las zonas de producción de moluscos bivalvos y gasterópodos de la Provincia de Río Negro, de las zonas de producción ostrera del sur de la Provincia de Buenos Aires (Bahía San Blas, Ría Jabalí y Los Pocitos), de los diferentes bancos de la costa de la provincia y de muestras particulares (Avelino Rodríguez 2014).

En el verano de 1985 ocurrió en la Provincia de Chubut un episodio de intoxicación de dieciocho personas, de las cuales cuatro fallecieron. Este grave incidente dio origen a la firma de un decreto provincial que puso en marcha el Plan Provincial de Prevención y Control de Mareas

Rojas (Santinelli et al. 2002). La provincia de Chubut presenta condiciones geográficas y ecológicas favorables para el asentamiento de poblaciones naturales de bivalvos de interés pesquero y cuenta con diferentes zonas para el desarrollo de la actividad a lo largo de la costa. La extracción de moluscos presenta un importante ingreso para la comunidad de pesqueros artesanales y buzos, desarrollándose además nuevos emprendimientos de acuicultura hacia el sur de Bahía Camarones (Sastre 2013).

La acuicultura marina se inició en la Provincia de Tierra del Fuego, Antártida e Islas del Atlántico Sur (Canal Beagle) aproximadamente en 1995, cuando se comenzó a evaluar la posibilidad de su desarrollo. En 1999 se decidió la puesta en marcha de un proyecto de acuicultura de “pequeña escala” con emprendedores privados que recibieron asistencia y asesoramiento del estado provincial destinado a pescadores artesanales establecidos en la zona de Almanza. Actualmente, en el Canal Beagle se encuentran instalados productores de pequeña y mediana escala, que se dedican a la acuicultura y la recolección de moluscos bivalvos provenientes de bancos naturales para su comercialización, que han sufrido extensos periodos de veda (Bertolotti et al. 2014). El Laboratorio Ambiental de la provincia realiza el control de la zona y cuenta con un bioterio propio para realizar los bioensayos.

En la Argentina, los programas de monitoreo han sido exitosos, minimizando el número de casos humanos fatales asociados a los eventos de TPM. A nivel mundial, European Union Toxicology Working Group (FAO 2006) ha puesto énfasis en la importancia de desarrollar nuevos métodos de detección de toxinas rápidos y fiables, validados para propósitos regulatorios en diferentes matrices (bivalvos, caracoles, peces, etc.). A través de estas mejoras, se anticipa que no solo disminuirá el número de afectados, si no que se podrán realizar vedas más eficientes, asegurando un equilibrio que proteja tanto la salud pública como el desarrollo de la industria pesquera.

ALGAS NOCIVAS, CAMBIO CLIMÁTICO Y PESQUERÍAS: PERSPECTIVAS

Reguera (2013) afirma que el término FAN (Floraciones de Algas Nocivas), no es una clasificación científica, sino socio-económica, pues define cualquier proliferación de microalgas (independientemente de su concentración) que sea percibida como dañina por el hombre. Por lo tanto, una floración de la misma especie puede resultar muy dañina en una parte del mundo y pasar totalmente inadvertida en otras, si no afecta a ninguno de sus principales recursos pesqueros (Reguera 2013).

Se ha predicho que el cambio climático tendrá considerables efectos en los ambientes marinos y de agua dulce. Estos efectos, junto con la contaminación y eutrofización, pueden causar FAN con mayor frecuencia, en más cuerpos de agua y ser más intensas en algunas regiones, o todo lo contrario (Hallegraeff 2010). Predecir el impacto del cambio climático sobre las FAN es difícil. Los efectos previstos del cambio climático: aumento de la temperatura superficial del agua, una estratificación más marcada, alteración de las corrientes oceánicas, variación de los aportes locales de nutrientes, estimulación de la fotosíntesis por incremento del CO₂, calcificación reducida por la acidificación de los océanos y por las precipitaciones, fuertes eventos de tormentas que causan cambios en el aporte y la disponibilidad de micronutrientes desde la tierra, son procesos que pueden producir resultados contradictorios y respuestas específicas para cada especie de fitoplancton. Entre los efectos esperables se pueden mencionar la expansión del rango de especies de aguas cálidas a expensas de las especies de agua fría, cambios en la abundancia y en la ventana temporal de crecimiento estacional de la especie y/o efectos secundarios sobre la red alimentaria marina, especialmente cuando el zooplancton y los herbívoros son impactados en forma diferencial por el cambio climático.

Las FAN, como se ha mencionado, se han asociado durante mucho tiempo con la mortalidad de los peces. Durante estos eventos se alcanzan altas densidades celulares de especies de fitoplancton nocivo que pueden afectar a los peces por diferentes mecanismos, siendo la intoxicación directa por filtración solo uno de ellos. Por ejemplo, se demostró que la superposición espacio-temporal del desove y las floraciones tóxicas puede ser crítico para la supervivencia de peces en sus primeras etapas de vida. También pueden ocurrir efectos indirectos del fitoplancton tóxico, como es la modificación de las interacciones presa-depredador que lleva a un efecto en cascada sobre la estructura de la red alimentaria en sistemas marinos. Efectos transitorios también se han observado en peces y aunque son difíciles de cuantificar, estos efectos subletales pueden afectar la alimentación y el escape a la depredación. Ciertos dinoflagelados que no producen toxinas, pueden causar daño directo o incluso matar a peces y otros animales marinos, aunque los mecanismos precisos de deterioro son diversos, y a veces no se conocen.

En cuanto al efecto de las TPM sobre las pesquerías, Reis Costa (2014) recopila información sobre el impacto y concluye que cuando el dinoflagelado productor (incluso cuando están en concentraciones diluidas) cubre una amplia distribución geográfica, puede causar impactos negativos en los peces y afectar las poblaciones de los mismos. Si bien, las TPM afectan en forma directa a los peces e invertebrados de ambientes naturales, y especialmente a los organismos en cultivo, la proliferación de dinoflagelados productores de estas toxinas también puede producir lesiones branquiales y anoxia (Reis Costa 2014). Además, los dinoflagelados del Género *Alexandrium* tienen el potencial de liberar compuestos extracelulares desconocidos (ECC) con actividades citotóxicas, hemolíticas, ictiotóxicas y alelopáticas (Marc Long et al. 2016).

La causa de muchos incidentes tóxicos no siempre es completamente estudiada o discernida, lo que puede conducir a episodios tóxicos no

reportados. Mientras avanzamos hacia la gestión basada en los ecosistemas, parece importante caracterizar los niveles ecológicamente relevantes de exposición a TPM de los peces, no solo a través de la ingestión directa de las algas tóxicas, sino también a través de vectores intermedios, e incluso a la presencia de toxinas extracelulares en la columna de agua.

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer la colaboración, comentarios y sugerencias realizadas por el Téc. Mario Carignan. Agradezco al Dr. Rodolfo Elías por los dibujos y sugerencias. Contribución INIDEP N° 2162.

BIBLIOGRAFÍA

- AKSELMAN R, CARRETO JI, MONTOYA NG. 1998. *Gymnodinium catenatum* and autumn toxicity in northern shelf waters of Argentina. En: REGUERA B, BLANCO J, FERNÁNDEZ ML, WYATT T, editores. Harmful Microalgae. IOC-UNESCO. p. 122-123.
- ALMANDOZ GO, MONTOYA NG, HERNANDO MP, BENAVIDES H, CARIGNAN M, FERRARIO ME. 2014. Toxic strains of the *Alexandrium ostenfeldii* complex in South America (Beagle Channel, Argentina). Harmful Algae. 37: 100-109.
- ÁLVAREZ M. 2012. Situación actual de las zonas de producción de moluscos bivalvos en referencia a los fenómenos de Marea Roja. Años 2008 al 2011. 5° Taller de Trabajo de la Red de Fortalecimiento para la Maricultura Costera Patagónica y del Taller de Cultivo de Mejillón. <http://www.cenpat-conicet.gov.ar/mariculturaenred/PresentacionesTaller/Mareasrojas-FerinoAlvarez.pdf>.
- ANDRINOLO D, SANTINELLI N, OTAÑO S, SASTRE V, LAGOS N. 1999. Paralytic Shellfish Toxins in mussels and *Alexandrium tamarense* at Valdés Peninsula, Chubut, Patagonia, Argentina. Kinetics and natural depuration. J. Shellfish Res. 18: 203-209.
- [AOAC] ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS. 1985. Paralytic shellfish poison. Biological method. Final action. Official Methods of Analysis. Sec. 959.08. p. 21-22.
- AVELINO RODRIGUEZ M.V. 2014. Evaluación de los resultados del laboratorio de toxinas marinas durante el periodo 2008-2012, en el marco del programa de vigilancia y control de marea roja en la provincia de Río Negro [tesis de licenciatura]. Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de La Pampa. 55 p.
- BALECH E. 1964. El plancton de Mar del Plata durante el período 1961-1962 (Buenos Aires, Argentina). Boletín Instituto Biología Marina (Mar del Plata). N° 4: 1-59.
- BENAVIDES HR, MONTOYA NG, CARIGNAN MO. 2016. Microalgas nocivas y eventos de toxicidad de moluscos bivalvos en el área del Canal Beagle, Provincia de Tierra del Fuego, Antártida e Islas del Atlántico Sur. Inf Invest INIDEP N° 75/2016. 65 p.
- BENAVIDES HR, PRADO L, DÍAZ S, CARRETO JI. 1995. An excepcional bloom of *Alexandrium catenella* in the Beagle Channel, Argentina. En: LASSUS P, ARZUL G, ERARD-LE-DEN E, GENTEN P, MARCAILLOU-LE BAUT C, editores. Harmful Marine Algal Blooms. París: Lavoisier. p. 113-119.
- BERTOLOTI MI, PAGANI A, GUALDONI P, FOSATI J. 2014. Cadena de producción del cultivo del mejillón en el año 2011 en la provincia de Tierra del Fuego, Antártida e Islas del Atlántico Sur, Argentina. Rev Galega Econo. 23: 33-50.
- BRICELJ VM, SHUMWAY SE. 1998. Paralytic shellfish toxins in bivalve molluscs: occurrence transfer kinetics and biotransformation. Rev Fish Sci. 6: 315-383.
- CADAILLÓN A. 2012. Floraciones Algas Nocivas: Ficotoxinas en fitoplancton y zooplancton de

- los Golfos Nuevo y San José [tesis de licenciatura]. Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco. 154 p.
- CARRETO JI, CARIGNAN MO, MONTROYA NG. 2007. [CD-ROM] Florecimientos de algas nocivas En: BOLTOVSKOY D, editor. Atlas de Sensibilidad Ambiental de la costa y el Mar Argentino.
- CARRETO JI, BENAVIDES HR, NEGRI RM, GLORIOSO PD. 1986. Toxic red-tide in the Argentine Sea. Phytoplankton distribution and survival of the toxic dinoflagellate *Gonyaulax excavata* in a frontal area. J Plankton Res. 8: 15-28.
- CARRETO JI, LASTA ML, NEGRI RM, BENAVIDES HR. 1981. Los fenómenos de marea roja y toxicidad de moluscos bivalvos en el Mar Argentino. Contrib Inst Nac Invest Desarr Pesq (Mar del Plata). N° 399: 1-93.
- CARRETO JI, ELBUSTO C, SANCHO H, CARIGNAN MO, YASUMOTO T, OSHIMA Y. 1996. Comparative studies on paralytic shellfish toxin profiles of marine snails, mussels and an *Alexandrium tamarense* isolate from the Mar del Plata coast (Argentina). Rev Invest Desarr Pesq. 10: 101-1070.
- CARRETO JI, MONTROYA NG, AKSELMAN R, NEGRI R, CARIGNAN MO, CUCCHI COLLEONI AD. 2004. Differences in the PSP toxin profiles of *Mytilus edulis* during spring and autumn blooms of *Alexandrium tamarense* off Mar del Plata coast. En: STEIDINGER KA, LANDSBERG JC, TOMAS R, VARGO GA, editores. Harmful algae 2002: Proceedings of the X International Conference on Harmful Algae. Florida Marine Research Institute, Florida Fish and Wildlife Conservation Commission, Florida Institute of Oceanography, IOC-UNESCO, St. Pete Beach. p. 100-102.
- CARRETO JI, MONTROYA NG, BENAVIDES HR, CARIGNAN MO, CUCCHI COLLEONI AD, AKSELMAN R. 1998. *Alexandrium tamarense* blooms and shellfish toxicity in the Argentine Sea: a retrospective view. En: REGUERA B, BLANCO J, FERNÁNDEZ ML, WYATT T, editores. Harmful Microalgae. IOC-UNESCO. p. 131-134.
- D'AGOSTINO VC, DEGRATI M, SASTRE AV, SANTINELLI NH, KROCK B, KROHN T, DANS SL, HOFFMEYER MS. 2017. Domoic acid in marine food web: Exposure of southern right whales *Eubalaena australis* in Península Valdés, Argentina. Harmful Algae. 68: 248-257.
- DOUCETTE GJ, MIKULSKI CM, KING KL, ROTH PB, WANG Z, LEANDRO LF, DEGRASSE SL, WHITE KD, DE BIASE D, GILLET RM, ET AL. 2012. Endangered North Atlantic right whales (*Eubalaena glacialis*) experience repeated, concurrent exposure to multiple environmental neurotoxins produced by marine algae. Environ Res. 112: 67-76.
- ESTEVEZ JL, SANTINELLI IN, SASTRE V. 1992. A toxic dinoflagellate bloom and PSP production associated with upwelling in Golfo Nuevo, Patagonia, Argentina. Hydrobiologia. 242: 115-122.
- ETHERIDGE SM. 2010. Paralytic shellfish poisoning: Sea food safety and human health perspectives. Toxicon. 56: 108-122.
- [EU] EUROPEAN UNION. 2004. Corrigendum to regulation (EC) N° 854/2004 of the European Parliament and of the Council of 29th April 2004 Laying down specific rules for the organization of official controls on products of animal origin intended for human consumption. OJEU. L. 226. p. 83-127.
- FABRO E, ALMANDOZ GO, FERRARIO ME, JOHN U, TILLMANN U, TOEBE K, KROCK B, CEMBELLA AD. 2017. *Alexandrium* species from the Argentine Sea: diversity, distribution and associated toxins. J Phycology. doi:10.1111/jpy.12574
- [FAO] ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA ALIMENTACIÓN Y LA AGRICULTURA. 2006. Joint FAO/WHO Food Standards Programme CODEX Committee on fish and fishery products. CX/FFP 06/28/6-Add.1. ftp://ftp.fao.org/es/esn/food/biotoxin_repor_en.pdf.
- [FAO] ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS

- PARA LA ALIMENTACIÓN Y LA AGRICULTURA. 2012. El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2012. Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO, Roma. <http://www.fao.org/docrep/016/i2727s/i2727s.pdf>.
- FARIAS NE, OBENAT S, GOYA A. 2014. Outbreak of a neurotoxic side-gilled sea slug (*Pleurobranchaea* sp.) in Argentinian coasts. *N Z J Zool.* 42: 51-56.
- FERNÁNDEZ V, KROEKC M. 2013. Programa de Monitoreo de Calidad Ambiental de Zonas de Producción de Moluscos Bivalvos de la Provincia de Río Negro. Taller FAN, Chubut. <http://www.agroindustria.gov.ar/sitio/areas/acuicultura/zonificacion>.
- GAYOSO AM, FULCO K. 2006. Occurrence patterns of *Alexandrium tamarense* (Lebour) Balech populations in the Golfo Nuevo (Patagonia, Argentina) with observations on ventral pore occurrence in natural and cultured cells. *Harmful Algae.* 5: 233-241.
- GERACI JR, ANDERSON DM, TIMPERI RJ, AUBIN DJ, EARJ Y, PRESCOTT JL, MAYO CA. 1989. Humpback whales (*Megaptera novaeangliae*) fatally poisoned by dinoflagellate toxin. *Can J Fish Aquat Sci.* 46: 1895-1898.
- GESSNER BD, BELL P, DOUCETTE GJ, MOCZYDLOWSKI E, POLI MA, VAN DOLAH F, HALL S. 1997. Hypertension and identification of toxin in human urine and serum following a cluster of mussel associated paralytic shellfish poisoning outbreaks. *Toxicon.* 35 (5): 711-722.
- GIBBS R, KRISTA T, WADE R, CORY M, MCCARRON P, MELANSON J, BURTON I, JOHN W, VAN DE RIET J, QUILLIAM M. 2009. Detection and Identification of a Novel Saxitoxin Analogue in Scallops (*Zygochlamys patagonica*). *Proceedings of Seventh International Conference on Molluscan Shellfish Safety, Nantes.* p. 64-71.
- GOYA AB, MALDONADO S. 2014. Evolution of PSP toxicity in shellfish from the Beagle Channel (Tierra del Fuego, Argentina): an overview. En: SAUVÉ G, editor. *Molluscan shellfish safety.* Springer, Netherlands. p. 15-23.
- GOYA A, KHUN S, NAJLE S, LASTA M. 2009. Lack of Paralytic Shellfish Poison Toxin transfer from body to adductor muscle in patagonian scallops (*Zygochlamys patagonica*). *Proceedings of Seventh International Conference on Molluscan Shellfish Safety, Nantes.* doi:10.13140/RG.2.1.2218.0248
- HALLEGRAEFF GM. 1995. Harmful algal blooms: A global overview. En: HALLEGRAEFF GM, ANDERSON DM, CEMBELLA AD, editores. *Manual on Harmful Marine Microalgae.* IOC-UNESCO, Paris. p. 1-24.
- HALLEGRAEFF G. 2010. Ocean climate change, phytoplankton community responses, and harmful algal blooms: a formidable predictive challenge. *J Phycol.* 46: 220-235.
- KOTAKI Y, OSHIMA Y, YASUMOTO T. 1985. Bacterial transformation of paralytic shellfish toxins in coral reef crabs and a marine snail. *Nippon Suisan Gakkaishi.* 51: 1009-1013.
- KROCK B, BOREL CM, BARRERA F, TILLMANN U, FABRO E, ALMANDOZ GO, FERRARIO ME, GARZÓN JE, CARDONA BP, KOCH C, ET AL. 2015. Analysis of the hydrographic conditions and cyst beds in the San Jorge Gulf, Argentina, that favor dinoflagellate population development including toxigenic species and their toxins. *J Marine Syst.* 148: 86-100.
- LAWRENCE JF, NIEDZWIADK B, MENARD C. 2005. Quantitative determination of paralytic shellfish poisoning toxins in shellfish using prechromatographic oxidation and liquid chromatography with fluorescence detection: collaborative study. *J AOAC Int.* 88: 1714-1732.
- LEFEBVRE KA, QUAKENBUSH E, FRAME KB, HUNTINGTON G, SHEFFIELD R, STIMMELMAYR A, BRYAN P, KENDRICK H, ZIEL T, GOLDSTEIN JA, ET AL. 2016. Prevalence of algal toxins in Alaskan marine mammals foraging in a changing arctic and subarctic environment. *Harmful Algae.* 55: 13-24.
- MARC LONG KT, SOUDANT P, LE GRAND F, SAR-

- THOU G, JOLLEY D, HÉGARET H. 2016. Allelochemicals released by the toxic dinoflagellate *Alexandrium minutum* impact *Chaetoceros neogracile* photosystem and viability. Proceedings of the 17th International Conference on Harmful Algae (ICHA), Florianópolis, Brasil. doi:10.13140/RG.2.2.18317.95200
- MÉNDEZ S, FERRARI G. 2003. Floraciones tóxicas de *Gymnodinium catenatum* en aguas uruguayas. Pub Com Tec Mix Fr Marít. 19: 97-102.
- MÉNDEZ S, KULIS D, ANDERSON DM. 2001. PSP toxin production of Uruguayan isolates of *Gymnodinium catenatum* and *Alexandrium tamarense*. En: HALLEGRAEFF G, BLACKBURN S, LEWIS R, BOLCH C, editores. Harmful Algal Blooms 2000. IOC-UNESCO. p. 352-355.
- MONTROYA NG, CARIGNAN M. 2011. Análisis de toxinas paralizantes de moluscos (TPM) de algunos organismos de la comunidad biológica asociada al frente de Península Valdés durante la campaña CC01/08. Inf Invest INIDEP N° 34/2011. 10 p.
- MONTROYA NG, CARRETO JI. 2007. Informe sobre mortandad de aves marinas ocurrida en las costas de Chubut (noviembre de 2006), asociada a la presencia de toxinas paralizantes de moluscos. Inf Invest INIDEP N° 34/2007. 8 p.
- MONTROYA NG, CARRETO JI. 2009. Resultado del análisis de ficotoxinas en la Ballena Franca Austral (*Eubalaena australis*) durante un episodio de mortandad ocurrido en Península Valdés. Inf Ases Transf INIDEP N° 16/2009. 9 p.
- MONTROYA NG, CARIGNAN MO, CARRETO JI. 2018. *Alexandrium tamarense/catenella* blooms in Southwestern Atlantic- Paralytic Shellfish Toxins production and its trophic transference. En: HOFFMEYER MS, SABATINI ME, BRANDINI FP, CALLIARI D, SANTINELLI NH, editores. Plankton Ecology of the Southwestern Atlantic, from Subtropical to the Subantarctic realm. Cham: Springer. p. 453-474.
- MONTROYA NG, AKSELMAN R, CARIGNAN MO, CARRETO JI. 2006. Pigment profile and toxin composition during a red tide of *Gymnodinium catenatum* (Graham) and *Myrionecta rubra* (Lohman) Jankowski in Mar del Plata coastal waters. African J Marine Sci. 28: 199-202.
- MONTROYA NG, AKSELMAN R, FRANCO J, CARRETO JI. 1996. Paralytic shellfish toxins and mackerel (*Scomber japonicus*) mortality in the Argentine Sea. En: YASUMOTO T, OSHIMA Y, FUKUYO Y, editores. Harmful and Toxic Algal Blooms. IOC-UNESCO. p. 417-420.
- MONTROYA NG, FULCO KV, CARIGNAN MO, CARRETO JI. 2010. Toxin variability in cultured and natural populations of *Alexandrium tamarense* from southern South America – Evidences of diversity and environmental regulation. Toxicon. 56: 1408-1418.
- MONTROYA NG, REYERO MI, AKSELMAN R, FRANCO J, CARRETO JI. 1998. Paralytic shellfish toxins in the anchovy *Engraulis anchoita* from Argentinian coasts. En: REGUERA B, BLANCO ML, FERNÁNDEZ J, WYATT T, editores. Harmful Microalgae. IOC-UNESCO. p. 72-73.
- MOROÑO A. 2013. Monitoreo de biotoxinas marinas: experiencias prácticas. Taller FAN, Chubut, Argentina. <http://www.agroindustria.gov.ar/sitio/areas/acuicultura/zonificacion>.
- NEGRI A, BOLCH CJ, LINDON E, MÉNDEZ SM. 2001. Paralytic shellfish toxins in *Gymnodinium catenatum* strains from six countries. En: HALLEGRAEFF GM, BLACKBURN S, BOLCH CJ, LEWIS R, editores. Harmful Algal Blooms 2000. IOC-UNESCO. p. 210-214.
- NEGRI AP, BOLCH CJS, GEIER S, GREEN DH, PARK T-G, BLACKBURN SI. 2007. Widespread presence of hydrophobic paralytic shellfish toxins in *Gymnodinium catenatum*. Harmful Algae 6: 774-780.
- OSHIMA Y. 1995. Chemical and enzymatic transformation of paralytic shellfish toxins in marine organisms. En: LASSUS P, ARZUL G, ERARD E, GENTIEN P, MARCAILLOU C, editores. Harmful Marine Algal Blooms. Paris: Lavoisier. p. 475-480.

- PERSICH GR, KULIS DM, LILLY EL, ANDERSON DM, GARCIA VMT. 2006. Probable origin and toxin profile of *Alexandrium tamarense* (Lebour) Balech from southern Brazil. *Harmful Algae*. 5: 36-44.
- PRUD'HOMME V R, WILLEM F. 2017. Report of the Nomenclature Committee for Algae: 15. *Taxon*. 66 (6). 191 p.
- REGUERA B. 2013. Floraciones de microalgas nocivas: diversidad de especies, diversidad de recursos afectados. Taller FAN, Chubut. <http://www.agroindustria.gov.ar/sitio/areas/acuicultura/zonificacion>.
- REIS COSTA P. 2014. Impact and effects of paralytic shellfish poisoning toxins derived from harmful algal blooms to marine fish. *Fish Fish*. doi:10.1111/faf.12105
- REYERO M, SANTINELLI N, OTAÑO S, SASTRE V, MAROÑO E, FRANCO J, ANDRADE A. 1998. Toxins profiles of PSP from molluscs and phytoplankton containing *Alexandrium tamarense* (Lebour) Balech in two patagonian gulf (Argentina). En: REGUERA B, FERNÁNDEZ ML, WYATT T, editores. *Harmful Algae*. Xunta de Galicia. IOC-UNESCO. p. 507-508.
- RITCHIE JM, ROGART RB. 1977. The binding of saxitoxin and tetrodotoxin to excitable tissue. *Rev. Physiol. Biochem. Pharmacol.* 79: 42-50.
- SANTINELLI N. 2013. Monitoreo de FAN en la costa de la Provincia de Chubut. Taller FAN, Chubut, Argentina. <http://www.agroindustria.gov.ar/sitio/areas/acuicultura/zonificacion>.
- SANTINELLI N, SASTRE V, ESTÉVEZ JL. 2002. Episodios de algas nocivas en la Patagonia Argentina. En: SAR EA, FERRARIO ME, REGUERA B, editores. *Floraciones Algales Nocivas en el Cono Sur Americano*. Vigo: Instituto Español de Oceanografía. p. 197-208.
- SASTRE V. 2013. Clasificación de Zonas y Monitoreo de Floraciones Algales Nocivas (FANs) y Ficotoxinas. Taller FAN, Chubut, Argentina. <http://www.agroindustria.gov.ar/sitio/areas/acuicultura/zonificacion>.
- SASTRE AV, SANTINELLI NH, WILLERS V, SOLIS ME, DÍAZ OVEJERO S, PÉREZ LB, PÉREZ AA, FAJARDO MA, GRACIA VILLALOBOS L, MARINO GR. 2013. Floraciones de *Alexandrium tamarense* y TPM en el Golfo San Jorge. Proceedings of the XXXIV Jornadas Argentinas de Botánica, La Plata, Argentina. *Bol Soc Argent Bot.* 48 (Supl.). p. 175.
- SHIMIZU Y, YOSHIOKA M. 1981 Transformation of paralytic shellfish toxins as demonstrated in scallop homogenates. *Science*. 212: 547-549.
- SHIMIZU Y. 2000. Chemistry and mechanism of action. En: BOTANA LM, editor. *Seafood and Freshwater Toxins: Pharmacology, Physiology, and Detection*. Nueva York: Marcel Dekker. p. 151-172.
- SHUMWAY SE, ALLEN SM, DEE BOERSM P. 2003. Marine birds and harmful algal blooms: sporadic victims or under-reported events? *Harmful Algae*. 2: 1-17.
- SMITH EA, GRANT F, FERGUSON CMJ, GALLACHER S. 2001. Biotransformations of paralytic shellfish toxins by bacteria isolated from bivalve molluscs. *Appl Environ Microbiol* 67: 2345-2353.
- SUGAWARA A, IMAMURA T, ASO S, EBITANI K. 1997. Change of paralytic shellfish poison by the marine bacteria living in the intestine of the Japanese surf clam, *Pseudocardium sybillae*, and the brown sole, *Pleuronectes herensteini*. *Sci Rep Hokkaido Fish Exp Stn.* 50: 35-42.
- SULLIVAN JJ, IWAOKA WT, LISTON J. 1983. Enzymatic transformation of PSP toxins in the littleneck clam (*Protothaca staminea*). *Biochem Biophys Res Commun.* 114: 465-472.
- SUNESÉN I, LAVIGNE A, GOYA A, SAR EA. 2014. Episodios de toxicidad en moluscos de aguas marinas costeras de la Provincia de Buenos Aires (Argentina) asociados a algas toxigenas (marzo de 2008-marzo de 2013). *Bol Soc Argent Bot.* 49: 327-339.
- TURNER AD, TARNOVIUS S, GOYA A. 2014. Paralytic Shellfish Toxins in the Marine Gastropods *Zidona dufresnei* and *Adelomelon beckii* from Argentina: Toxicity and Toxin

- Profiles. *J Shellfish Res.* 33: 519-530.
- UHART M, MONTOYA NG, LISNIZER N, GARCÍA BORBOROGLU P, GATTO A, SVAGELJ W, MAUCO L, CARRETO JI. 2008. Mortalidad de gaviota cocinera (*Larus dominicanus*) por toxina paralizante de los moluscos en Chubut, Argentina. Proceedings of the XII Reunión Argentina de Ornitología, San Martín de los Andes, Argentina, Resúmenes. p. 60.
- UHART M, KARESH W, COOK R, HUIN N, LAWRENCE KB, GUZMAN L, PACHECO H, PIZARRO G, MATTSSON R, MÖRNER T. 2004. Paralytic shellfish poisoning in gentoo penguins (*Pygoscelis papua*) from the Malvinas Islands. Proceedings of the AAZV/AAWV/WDA Joint Conference, San Diego. p. 481-486.
- VAN DE RIET JM, GIBBS RS, CHOU FW, MUGGAH PM, ROURKE WA, BURNS G, THOMAS K, WILLIAM MA. 2009. Liquid chromatographic post-column oxidation method for analysis of paralytic shellfish toxins in mussels, clams, scallops, and oysters: single-laboratory validation. *J AOAC Int.* 92: 1690-1704.
- WIESE M, D'AGOSTINO PM, MIHALI TK, MOFFITT MC, NEILAN BA. 2010. Neurotoxic Alkaloids: Saxitoxin and Its Analogs. *Mar Drugs.* 8: 2185-2211.
- WILSON C, SASTRE AV, HOFFMEYER M, ROWNTREE VJ, FIRE SE, SANTINELLI NH, DÍAZ OVEJERO S, D'AGOSTINO V, MARÓN CF, DOUCETTE GJ, ET AL. 2016. Southern right whale (*Eubalaena australis*) calf mortality at Península Valdés, Argentina: are harmful algal blooms to blame? *Mar Mammal Sci.* 32: 423-451.

Recibido: 19-04-2018

Aceptado: 05-12-2018

