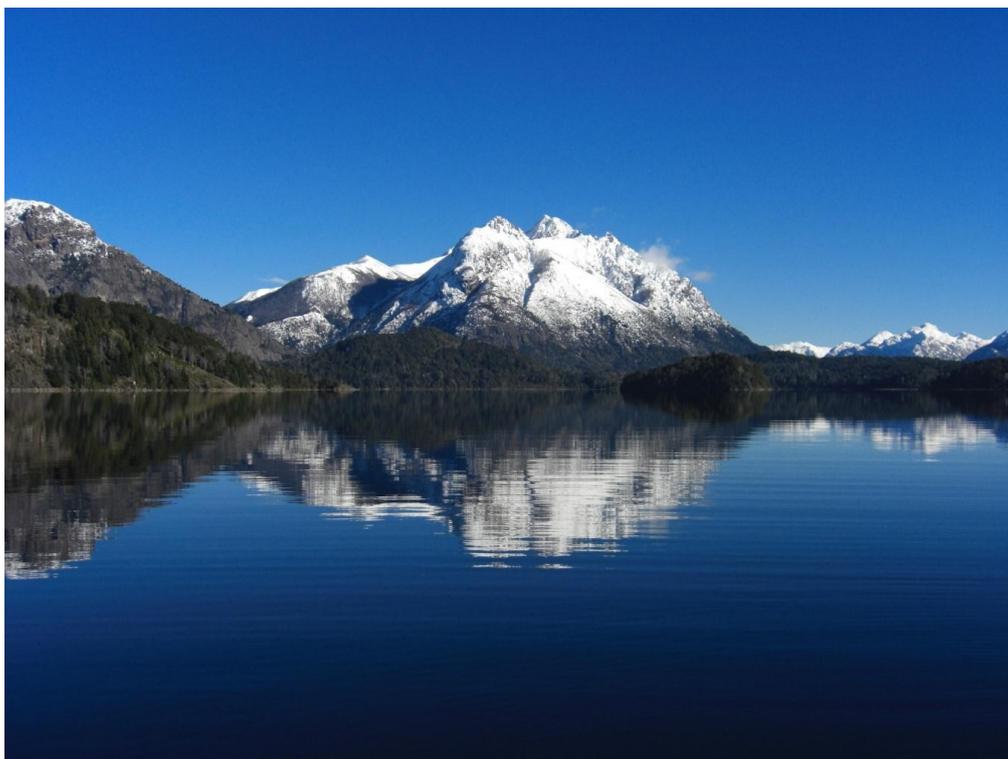




UNIVERSIDAD NACIONAL DEL COMAHUE
CENTRO REGIONAL UNIVERSITARIO BARILOCHE

**ESTUDIO DE LA ESTRUCTURA TRÓFICA DEL LAGO PERITO
MORENO A TRAVÉS DEL ANÁLISIS DE LOS ISÓTOPOS ESTABLES
DE CARBONO Y NITRÓGENO**



TRABAJO DE TESIS PARA OPTAR AL TÍTULO DE DOCTOR EN BIOLOGÍA

AUTORA: LIC. MARINA ARCAGNI

DIRECTOR: DR. RICARDO CASAUX

CODIRECTOR: DRA. MARÍA L. MISERENDINO

~ 2013 ~

A Martina...

AGRADECIMIENTOS

- ∞ A mi familia, especialmente a mis padres y a mis hermanos.
- ∞ A mis amigos, a los de toda la vida y a los nuevos que hice estos últimos años.
- ∞ A María, a Sergio y a mis compañeras del Laboratorio de Análisis por Activación Neutrónica: Andre, Romi, Sole, Débora, Andrea y Naty.
- ∞ A mis directores, Pipo y Laura.
- ∞ A Ricky y al personal del Reactor RA6.
- ∞ A la Dra. Linda Campbell y a los estudiantes del Aquatic Ecosystem Health Laboratory de la Universidad de Queen's, Canadá.
- ∞ A la Agencia Nacional de Promoción Científica y Tecnológica, a la Comisión Nacional de Energía Atómica, al Programa Internacional de Becas de Canadá y a la Organización Internacional de Energía Atómica.
- ∞ A la Universidad Nacional del Comahue, especialmente a la gente del Departamento de Posgrado del Centro Regional Universitario Bariloche.
- ∞ Al Dr. Kurt Kyser y a la técnica Kerry Klassen del Queen's Facility for Isotope Research, Canadá.
- ∞ A las Dras. Claudia Queimaliños, Mariana Reissig y Daniela Milano y al Sr. Eduardo Bladauskas.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

ÍNDICE DE FIGURAS	v
ÍNDICE DE TABLAS.....	xiii
RESUMEN.....	xix
ABSTRACT.....	xxiii
CAPÍTULO 1: INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. INTRODUCCIÓN GENERAL.....	1
1.2. OBJETIVOS.....	6
1.2.1. Objetivo General.....	6
1.2.2. Objetivos Específicos.....	6
1.3. ÁREA DE ESTUDIO.....	7
1.3.1. Características del Área de Estudio	7
1.3.2. Características de la Biota del Área de Estudio.....	14
1.3.2.1. Macrófitas	14
1.3.2.2. Plancton	14
1.3.2.3. Macroinvertebrados acuáticos	15
1.3.2.4. Peces.....	16
CAPÍTULO 2: ANÁLISIS DE LA ESTRUCTURA TRÓFICA DEL LAGO PERITO MORENO.....	19
2.1. INTRODUCCIÓN.....	19
2.1.1. Isótopos Estables de Carbono y Nitrógeno.....	19
2.1.2. Posición Trófica	23
2.1.3. Modelos de Mezcla	25
2.2. MATERIALES Y MÉTODOS	26
2.2.1. Diseño Muestreal	26
2.2.2. Sitios de Muestreo y Recolección de las Muestras.....	27
2.2.2.1. Hojas de árboles y arbustos	27
2.2.2.2. Macrófitas y perifiton.....	30
2.2.2.3. Plancton.....	31
2.2.2.4. Macroinvertebrados bentónicos.....	32
2.2.2.5. Peces.....	33
2.2.3. Procesamiento de las Muestras.....	34

2.2.3.1. <i>Macrófitas y perifiton</i>	36
2.2.3.2. <i>Plancton</i>	36
2.2.3.3. <i>Macroinvertebrados bentónicos</i>	37
2.2.3.4. <i>Peces</i>	37
2.2.4. <i>Análisis de las Muestras</i>	38
2.2.4.1. <i>Análisis de isótopos estables (AIE)</i>	38
2.2.5. <i>Modelos de Mezcla</i>	40
2.2.6. <i>Estimación de la Posición Trófica</i>	43
2.2.7. <i>Análisis estadísticos</i>	44
2.3. <i>RESULTADOS</i>	46
2.3.1. <i>Resultados de los Muestreos</i>	46
2.3.2. $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en las Comunidades del Lago Perito Moreno	50
2.3.2.1. <i>Macrófitas, perifiton y hojas de árboles y arbustos</i>	51
2.3.2.2. <i>Plancton</i>	54
2.3.2.3. <i>Macroinvertebrados bentónicos</i>	56
2.3.2.3.1. <i>Cambios ontogenéticos en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$</i>	58
2.3.2.4. <i>Peces</i>	58
2.3.2.4.1. <i>Cambios ontogenéticos en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$</i>	60
2.3.2.4.2. <i>Relaciones tróficas de los peces</i>	64
2.3.3. <i>Trama Trófica</i>	67
2.3.4. <i>Modelos de Mezcla</i>	69
2.3.5. <i>Estimación de la Posición Trófica</i>	72
2.3.5.1. <i>Macroinvertebrados</i>	72
2.3.5.2. <i>Peces</i>	73
2.4. <i>DISCUSIÓN</i>	74
CAPÍTULO 3: VARIACIÓN ESPACIAL EN LAS SEÑALES ISOTÓPICAS DE LOS ORGANISMOS DEL LAGO PERITO MORENO	89
3.1. <i>INTRODUCCIÓN</i>	89
3.2. <i>MATERIALES Y MÉTODOS</i>	91
3.2.1. <i>Modelos de Mezcla</i>	91
3.2.2. <i>Análisis Estadísticos</i>	92
3.3. <i>RESULTADOS</i>	93
3.3.1. $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en las Comunidades del ME y el MO.....	93

3.3.1.1. <i>Macrófitas, perifiton y hojas de árboles y arbustos</i>	95
3.3.1.2. <i>Plancton</i>	97
3.3.1.3. <i>Macroinvertebrados bentónicos</i>	100
3.3.1.4. <i>Peces</i>	102
3.3.2. <i>Trama Trófica</i>	107
3.3.2.1. <i>Modelos de Mezcla</i>	109
3.3.3. <i>Estimación de la Posición Trófica</i>	111
3.3.3.1. <i>Macroinvertebrados</i>	111
3.3.3.2. <i>Peces</i>	112
3.4. <i>DISCUSIÓN</i>	113
CAPÍTULO 4: <i>VARIACIÓN ESTACIONAL EN LAS SEÑALES ISOTÓPICAS DE LOS ORGANISMOS DEL LAGO PERITO MORENO</i>	121
4.1. <i>INTRODUCCIÓN</i>	121
4.2. <i>MATERIALES Y MÉTODOS</i>	122
4.2.1. <i>Análisis Estadísticos</i>	122
4.3. <i>RESULTADOS</i>	123
4.3.1. <i>Productores Primarios</i>	124
4.3.2. <i>Plancton</i>	127
4.3.3. <i>Macroinvertebrados</i>	129
4.3.4. <i>Peces</i>	133
4.4. <i>DISCUSIÓN</i>	136
CAPÍTULO 5: <i>TRANSFERENCIA DE MERCURIO EN LA TRAMA TRÓFICA DEL LAGO MORENO</i>	145
5.1. <i>INTRODUCCIÓN</i>	145
5.1.1. <i>Mercurio</i>	145
5.1.1.1. <i>Bioacumulación y biomagnificación del mercurio</i>	145
5.1.1.2. <i>Ciclo del mercurio</i>	147
5.1.1.2.1. <i>Ciclo global del mercurio</i>	148
5.1.1.2.2. <i>Ciclo del mercurio en los sistemas acuáticos</i>	150
5.1.2. <i>Selenio</i>	151
5.1.3. <i>Interacción Entre el Mercurio y el Selenio</i>	152
5.1.4. <i>Antecedentes de Contenidos de Mercurio en Organismos en Lagos del Parque Nacional Nahuel Huapi</i>	153
5.2. <i>MATERIALES Y MÉTODOS</i>	154

5.2.1.	Preparación de las Muestras	154
5.2.2.	Análisis de las Concentraciones de Mercurio y Selenio	155
5.2.3.	Análisis Estadísticos	158
5.3.	RESULTADOS.....	160
5.3.1.	Mercurio y Selenio en Productores Primarios	160
5.3.2.	Mercurio y Selenio en Plancton.....	163
5.3.3.	Mercurio y Selenio en Macroinvertebrados	169
5.3.4.	Mercurio y Selenio en Peces	173
5.3.5.	Mercurio y Selenio en la Trama Trófica	181
5.4.	DISCUSIÓN.....	185
CONCLUSIONES GENERALES		199
BIBLIOGRAFÍA		203
ANEXO I: MUESTRAS DUPLICADAS EN EL ANÁLISIS DE ISÓTOPOS ESTABLES		227
ANEXO II: CONTROL DE CALIDAD ANALÍTICA EN EL ANÁLISIS DE ISÓTOPOS ESTABLES		229
ANEXO III: RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS ESTADÍSTICOS.....		231
ANEXO IV: RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS DE ISÓTOPOS ESTABLES, Y DE LAS CONCENTRACIONES DE MERCURIO TOTAL Y SELENIO		245

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.1: Mapa del Parque Nacional Nahuel Huapi donde se destaca la localización de área de estudio.....	8
Figura 1.2: Mapa de la ubicación del Lago Perito Moreno con respecto al Lago Nahuel Huapi (Modificado de Pereyra <i>et al.</i> 2005).....	11
Figura 1.3: Vista aérea del canal que separa el brazo Moreno Este (abajo a la izquierda) del Moreno Oeste (arriba al centro).....	12
Figura 1.4: “Bahía del Guardaparque” que corresponde al punto de muestreo en el brazo Moreno Oeste.....	12
Figura 1.5: Vista del área de muestreo cercana a Colonia Suiza en la margen sur del Brazo Moreno Este.....	14
Figura 2.1: Batimetría del brazo Moreno Oeste con indicación de la localización de los puntos de muestreo y la distribución de las macrófitas. La distribución de las macrófitas fue obtenida y modificada de Vigliano <i>et al.</i> (2003); el mapa base del Lago Perito Moreno fue obtenido y modificado de Pereyra <i>et al.</i> (2005).....	28
Figura 2.2: Batimetría del brazo Moreno Este con indicación de la localización de los puntos de muestreo y la distribución de las macrófitas. La distribución de las macrófitas fue obtenida y modificada de Vigliano <i>et al.</i> (2003); el mapa base del Lago Perito Moreno fue obtenido y modificado de Pereyra <i>et al.</i> (2005).....	29
Figura 2.3: Recolección de las macrófitas sumergidas <i>M. quitense</i> y <i>Nitella</i> sp. por buzos a aproximadamente 4 metros de profundidad.	30
Figura 2.4: Detalle del vaso recolector de las muestras de plancton (izquierda), y red de plancton (derecha) utilizados durante el muestreo.	31
Figura 2.5: Cilindro utilizado para coleccionar macroinvertebrados bentónicos, <i>Galaxias maculatus</i> y juveniles de salmónidos.	33
Figura 2.6: Redes agalleras (izquierda) y muestreo con red de arrastre (derecha).....	34
Figura 2.7: Liofilizador Snijders Scientific	35
Figura 2.8: Cápsulas de estaño preparadas para AIE.....	35
Figura 2.9: Espectrómetro de masas de relaciones isotópicas. Fotografía izquierda: cámara de ionización; fotografía derecha: sistema de entrada de muestras.....	39
Figura 2.10: Abundancia relativa de los principales ítems en la dieta de los peces del Lago Perito Moreno provenientes de análisis de contenidos estomacales. Los códigos de las especies corresponden a: BA-Bagre Aterciopelado, TAI-Trucha Arco iris, TAIJ-Trucha Arco Iris juvenil, TA-Trucha de Arroyo, TM-Trucha Marrón, PG-Puyén Grande, PU-Puyén Chico, PC-Perca Criolla. Datos obtenidos de Reissig (2005) para el Puyén Chico; Bubach (2010) para el Bagre Aterciopelado y la Trucha Marrón y Juncos <i>et al.</i> (2011) para las demás especies. La correspondencia de cada color con el ítem alimentario está referenciada en la figura.	42
Figura 2.11: Valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las diferentes comunidades de organismos del Lago Perito Moreno. La correspondencia entre color y comunidad está referenciada en la figura. (<i>n</i>) corresponde al número de muestras por comunidad.	51
Figura 2.12: $\delta^{15}\text{N}$ vs. $\delta^{13}\text{C}$ comparando el perifiton, las macrófitas, las hojas recolectadas de las plantas terrestres y los detritos en el Lago Perito Moreno. El número de muestras (<i>n</i>) por	

- especie está detallado en la Tabla 2.7. La correspondencia entre color y taxón está referenciada en la figura..... 52
- Figura 2.13:** $\delta^{15}\text{N}$ vs. $\delta^{13}\text{C}$ comparando las plantas acuáticas sumergidas, las emergentes, el perifiton, las hojas de árboles y los detritos en el Lago Perito Moreno. El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.8. La correspondencia entre color y taxón está referenciada en la figura. 54
- Figura 2.14:** $\delta^{15}\text{N}$ vs. $\delta^{13}\text{C}$ comparando las 3 fracciones de plancton y los taxones separados de la fracción 3 en el Lago Perito Moreno. El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.9. La correspondencia entre color y fracción/taxón está referenciada en la figura. 56
- Figura 2.15:** Distribución de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en macroinvertebrados bentónicos en el Lago Perito Moreno. El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.10. La correspondencia entre color y taxón está referenciada en la figura. 57
- Figura 2.16:** $\delta^{15}\text{N}$ (a) y $\delta^{13}\text{C}$ (b) en función del largo total en *Samastacus spinifrons* y *Diplodon chilensis*. La correspondencia entre color y especie está referenciada en la figura. 58
- Figura 2.17:** Valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de la comunidad de peces en el Lago Perito Moreno. El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.11. La correspondencia entre color y especie está referenciada en la figura. 59
- Figura 2.18:** Valores de $\delta^{15}\text{N}$ en función del largo total en el Bagre Aterciopelado (a), Trucha Arco Iris (b), Trucha de Arroyo (c), Puyén Chico (d) y Perca Criolla (e). Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa..... 62
- Figura 2.19:** Valores de $\delta^{13}\text{C}$ en función del largo total en el Bagre Aterciopelado (a), Trucha Arco Iris (b), Trucha de Arroyo (c), Puyén Chico (d) y Perca Criolla (e). Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa..... 63
- Figura 2.20:** Medias y desvíos estándar (líneas verticales) de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en peces y sus ítems alimenticios. Los gráficos corresponden a Bagre Aterciopelado (a), Trucha Arco Iris (b), Trucha de Arroyo (c), Puyén Chico (d) y Perca Criolla (e). La correspondencia entre color y taxón está referenciada en la figura..... 66
- Figura 2.21:** Valores promedios de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en peces (cuadrados celestes), macroinvertebrados (círculos rojos), plancton (pentágonos amarillos) y productores primarios, perifiton, hojas de plantas terrestres y detritos (hexágonos verdes) en el Lago Perito Moreno. Los códigos numéricos corresponden a: 1-Bagre Aterciopelado, 2-Puyén Chico, 3-Pejerrey Patagónico, 4-Pejerrey Patagónico juvenil, 5-Trucha Arco Iris, 6-Trucha Arco Iris juvenil, 7-Perca Criolla, 8-Perca Criolla juvenil, 9-Trucha Marrón, 10-Trucha de Arroyo, 11-Trucha de Arroyo juvenil, 12-Puyén Grande, 13-Hirudinea, 14-Oligochaeta, 15-*Aegla* sp., 16-*Hyaella* sp., 17-*S. spinifrons*, 18-Larvas de Chironomidae, 19-Larvas de Ephemeroptera, 20-Larvas de Odonata, 21-Larvas de Plecoptera, 22-Larvas de Trichoptera, 23-*Chilina* sp., 24-*D. chilensis*, 25-F1, 26-F2, 27-F3, 28-Perifiton, 29-*M. quitense*, 30-*Nitella* sp., 31-*S. californicus*, 32-*Galium* sp., 33-*H. Chamaemorus*, 34-*Ranunculus* sp., 35-Hojas recolectadas de plantas terrestres, 36-Detritos. 68
- Figura 2.22:** Resultados del modelo de mezcla SIAR para los intervalos de credibilidad del 95, 75 y 25 %, mostrando la contribución estimada de las presas a la dieta de la Trucha Arco Iris (a), Trucha de Arroyo (b), y Perca Criolla (c). Las presas corresponden a PU-Puyén Chico, SS-*Samastacus spinifrons*, LI-Larvas de insectos, AE-*Aegla* sp., PJ-Peces juveniles, CH-*Chilina* sp., HY-*Hyaella* sp. El número de muestras (n) de los consumidores y de las presas utilizado en el modelo está detallado en la Tabla 2.12..... 71
- Figura 2.23:** Posición trófica media estimada y desvíos estándar (barras verticales) de los macroinvertebrados del Lago Perito Moreno. HI-Hirudinea, AE-*Aegla* sp., SS-*Samastacus spinifrons*, LE-larvas de Ephemeroptera, LP-larvas de Plecoptera, HY-*Hyaella* sp., LT-larvas de

Trichoptera, LO-larvas de Odonata, LC-larvas de Chironomidae, OL-Oligochaeta, DC-*Diplodon chilensis*, CH-*Chilina* sp. 73

Figura 2.24: Posición trófica media estimada y desvíos estándar (barras verticales) en los peces del Lago Perito Moreno. TM-Trucha Marrón, TAI-Trucha Arco Iris, TA-Trucha de Arroyo, PC-Perca Criolla, PG-Puyén Grande, TAJ-Trucha de Arroyo juvenil, PU-Puyén Chico, PPJ-Pejerrey Patagónico juvenil, BA-Bagre Aterciopelado, TAIJ-Trucha Arco Iris juvenil, PCJ- Perca Criolla juvenil. 74

Figura 3.1: Valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las diferentes comunidades de organismos en el Moreno Este (a) y Moreno Oeste (b). El número de muestras (n) por comunidad y la correspondencia entre color y comunidad están referenciadas en la figura. 94

Figura 3.2: $\delta^{15}\text{N}$ vs. $\delta^{13}\text{C}$ comparando el perifiton, las macrófitas y las hojas de árboles en el Moreno Este (a) y Moreno Oeste (b). El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.6. La correspondencia entre color y taxón está referenciada en la figura. 96

Figura 3.3: Comparación en la distribución de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en Plantas acuáticas emergentes (*Hydrocotyle chamaemorus* y *Galium* sp.) (a), Perifiton (b) y *Myriophyllum quitense* (c); El número de muestras (n) por grupo está detallado en la Tabla 2.6. La correspondencia entre color y grupo está referenciada en la figura. 97

Figura 3.4: $\delta^{15}\text{N}$ vs. $\delta^{13}\text{C}$ comparando las 3 fracciones de plancton en el Moreno Este-(a) y Moreno Oeste-(b). El número de muestras (n) por fracción está detallado en la Tabla 2.8. La correspondencia entre color y taxón está referenciada en la figura. 98

Figura 3.5: Comparación en la distribución de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en las diferentes fracciones del plancton en la Fracción 1 (a), Fracción 2 (b) y Fracción 3 (c) en Moreno Este y Moreno Oeste. El número de muestras (n) por fracción está detallado en la Tabla 2.8. La correspondencia entre color y brazo está referenciada en la figura. 99

Figura 3.6: Distribución de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en macroinvertebrados bentónicos en el Moreno Este (a) y Moreno Oeste (b). El número de muestras (n) por grupo está detallado en la Tabla 2.9. La correspondencia entre color y grupo está referenciada en la figura. 101

Figura 3.7: Valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de la comunidad de peces en el Moreno Este-(a) y Moreno Oeste-(b). El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.10. La correspondencia entre color y especie está referenciada en la figura. 103

Figura 3.8: Gráficos de dispersión de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ comparando el Moreno Este con el Moreno Oeste, para la Trucha Arco Iris (a), Trucha de Arroyo (b), Puyén Chico (c) y Perca Criolla (d). El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.10. La correspondencia entre color y brazo está referenciada en la figura. 104

Figura 3.9: $\delta^{15}\text{N}$ en función del largo total en el Moreno Este y en el Moreno Oeste en la Trucha Arco Iris (a), Trucha de Arroyo (b), Puyén Chico (c) y Perca Criolla (d). El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.10. La correspondencia entre color y brazo está referenciada en la figura. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa. 105

Figura 3.10: $\delta^{13}\text{C}$ en función del largo total en el Moreno Este y en el Moreno Oeste en la Trucha Arco Iris (a), Trucha de Arroyo (b), Puyén Chico (c) y Perca Criolla (d). El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.10. La correspondencia entre color y brazo está referenciada en la figura. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa. 106

Figura 3.11: Valores promedios de $\delta^{15}\text{N}$ and $\delta^{13}\text{C}$ en peces (cuadrados celestes), macroinvertebrados (círculos rojos), plancton (pentágonos amarillos) y productores primarios (hexágonos verdes) en a)-Moreno Este y b)-Moreno Oeste. Los códigos numéricos corresponden a: 1-Puyén Chico, 2-Pejerrey Patagónico juvenil, 3-Trucha Arco Iris, 4-Perca Criolla, 5-Trucha de

Arroyo, 6-Trucha de Arroyo juvenil, 7-Puyén Grande, 8-Hirudinea, 9-*Aegla* sp., 10-*Hyaella* sp., 11-*S. spinifrons*, 12-Larvas de Ephemeroptera, 13-Larvas de Odonata, 14-Larvas de Plecoptera, 15-Larvas de Trichoptera, 16-*Chilina* sp., 17-*D. chilensis*, 18-F1, 19-F2, 20-F3, 21-Perifiton, 22-*M. quitense*, 23-*Galium* sp., 24-*H. Chamaemorus*, 26-Hojas de *N. dombeyi* y *L. apiculata*. 108

Figura 3.12: Resultados del modelo de mezcla SIAR para los intervalos de credibilidad del 95, 75 y 25 %, mostrando la contribución estimada de las presas de la Trucha de Arco Iris (a), Trucha de Arroyo (b) y Perca Criolla (c) en el Moreno Este (ME) y en el Moreno Oeste (MO). Las presas corresponden a PU-Puyén Chico, SS-*Samastacus spinifrons*, LI-Larvas de insectos, AE-*Aegla* sp., PJ-Peces juveniles, CH-*Chilina* sp., HY-*Hyaella* sp..... 110

Figura 3.13: Posición trófica media estimada y desvíos estándar (barras verticales) de los macroinvertebrados del Moreno Este y del Moreno Oeste. HI-Hirudinea, AE-*Aegla* sp., SS-*Samastacus spinifrons*, LE-larvas de Ephemeroptera, LP-larvas de Plecoptera, HY-*Hyaella* sp., LT-larvas de Trichoptera, LO-larvas de Odonata, DC-*Diplodon chilensis*, CH-*Chilina* sp. El número de muestras (*n*) por especie está detallado en la Tabla 2.9. La correspondencia entre color y brazo está referenciada en la figura..... 112

Figura 3.14: Posición trófica media estimada y desvíos estándar (barras verticales) en los peces del Moreno Este y del Moreno Oeste. TA-Trucha de Arroyo, TAI-Trucha Arco Iris, PC- Perca Criolla, TAJ-Trucha de Arroyo juvenil, PG-Puyén Grande, PU-Puyén Chico, PPJ-Pejerrey Patagónico juvenil. El número de muestras (*n*) por especie está detallado en la Tabla 2.10. La correspondencia entre color y brazo está referenciada en la figura..... 113

Figura 4.1: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en macrófitas y perifiton en el Moreno Este (a) y en el Moreno Oeste (b). Los códigos de los taxones corresponden a: PE-Perifiton, MQ-*Myriophyllum quitense*, GA-*Galium* sp., HC-*Hydrocotyle chamaemorus*. La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (*n*) está detallado en la Tabla 4.2..... 125

Figura 4.2: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en macrófitas y perifiton en el Moreno Este-(a) y en el Moreno Oeste-(b). Los códigos de los taxones corresponden a: PE-Perifiton, MQ-*Myriophyllum quitense*, GA-*Galium* sp., HC-*Hydrocotyle chamaemorus*. La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (*n*) está detallado en la Tabla 4.2..... 126

Figura 4.3: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en el plancton en el Moreno Este (ME) y en el Moreno Oeste (MO) en F1+F2-(10 – 200) μm y en F3-(>200 μm). La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (*n*) está detallado en la Tabla 4.3. 128

Figura 4.4: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en el plancton en el Moreno Este (ME) y en el Moreno Oeste (MO) en F1+F2-(10 – 200) μm , F3-(>200 μm). La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (*n*) está detallado en la Tabla 4.3. 129

Figura 4.5: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) de los valores estacionales de $\delta^{15}\text{N}$ en macroinvertebrados en el Moreno Este (a) y en el Moreno Oeste (b). Los códigos de los taxones corresponden a: HI-Hirudinea, CH-*Chilina* sp., DC-*Diplodon chilensis*, AE-*Aegla* sp., SS-*Samastacus spinifrons*, HY-*Hyaella* sp., LE-Ephemeroptera (larvas), OD-Odonata (larvas), PL-Plecoptera (larvas), TR-Trichoptera (larvas). La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (*n*) está detallado en la Tabla 4.4..... 131

Figura 4.6: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) de los valores estacionales de $\delta^{13}\text{C}$ en macroinvertebrados en el Moreno Este (a) y en el Moreno Oeste (b). Los códigos de los taxones corresponden a: HI-Hirudinea, CH-*Chilina* sp., DC-*Diplodon chilensis*, AE-*Aegla* sp., SS-*Samastacus spinifrons*, HY-*Hyaella* sp., LE-Ephemeroptera (larvas), OD-Odonata (larvas), PL-

Plecoptera (larvas), TR-Trichoptera (larvas). La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (<i>n</i>) está detallado en la Tabla 4.4.....	132
Figura 4.7: Medias y desvíos estándar de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en peces en el Moreno Este (a) y en el Moreno Oeste (b) en TA-Trucha de Arroyo, TAJ-Trucha de Arroyo juvenil, TAI-Trucha Arco Iris, TAIJ-Trucha Arco Iris juvenil, PU-Puyén Chico, PC-Perca Criolla. La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (<i>n</i>) está detallado en la Tabla 4.5.	134
Figura 4.8: Medias y desvíos estándar de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en peces en el Moreno Este (a) y en el Moreno Oeste (b) en TA-Trucha de Arroyo, TAJ-Trucha de Arroyo juvenil, TAI-Trucha Arco Iris, TAIJ-Trucha Arco Iris juvenil, PU-Puyén Chico, PC-Perca Criolla. La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (<i>n</i>) está detallado en la Tabla 4.5.	135
Figura 5.1: Ciclo global del mercurio. Modificado de Rekacewicz (2005).....	149
Figura 5.2: Emisiones globales de mercurio de fuentes naturales y antropogénicas. Modificado de Lubick (2009).	150
Figura 5.3: Ciclo del mercurio en los en los sistemas acuáticos. Modificado de Porvari (2003).	151
Figura 5.4: Detalle de las ampollas de cuarzo selladas con las muestras.	155
Figura 5.5: Hall del Reactor RA-6 (izquierda) e interior del Reactor RA-6 (derecha).....	156
Figura 5.6: Detector HPGe (izquierda) y espectro (derecha).	157
Figura 5.7: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) para las concentraciones de mercurio total (THg) obtenidas en PE-Perifiton, NI- <i>Nitella</i> sp., SC- <i>Schoenoplectus californicus</i> , MQ- <i>Myriophyllum quitense</i> , HO-Hojas de árboles, DE-Detritos, GA- <i>Galium</i> sp., y HC- <i>Hydrocotyle chamaemorus</i> , en el Moreno Este y en el Moreno Oeste. El número de muestras (<i>n</i>) utilizado está detallado en la Tabla 5.2. La correspondencia entre color y brazo está indicada en la figura.	161
Figura 5.8: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) para las concentraciones de mercurio total (THg) obtenidas en PE-Perifiton, MQ- <i>Myriophyllum quitense</i> , GA- <i>Galium</i> sp., HC- <i>Hydrocotyle chamaemorus</i> , en la primavera y en el resto de las estaciones. El número de muestras (<i>n</i>) utilizado está detallado en la Tabla 5.2. La correspondencia entre color y brazo está indicada en la figura.	162
Figura 5.9: Logaritmo de las concentraciones de mercurio total (LogTHg) (a) y de selenio (LogSe) (b) en función de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en perifiton, macrófitas, hojas de árboles y detritos de Moreno Este y Moreno Oeste. El número de muestras (<i>n</i>) está detallado en la Tabla 5.2. La correspondencia entre color y brazo está indicada en la figura.....	163
Figura 5.10: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) para las concentraciones de mercurio total (THg) obtenidas en las tres fracciones del plancton (F1: (10 - 53) μm , F2: (53 - 200) μm , F3: > 200 μm) en el Moreno Este y en el Moreno Oeste. La correspondencia entre color y brazo está indicada en la figura. El número de muestras (<i>n</i>) utilizado está detallado en la Tabla 5.3.	165
Figura 5.11: Variación de las concentraciones de mercurio total (THg) en función a las estaciones del año en el Lago Perito Moreno (F1: (10 - 53) μm , F2: (53 - 200) μm , F3: > 200 μm). La correspondencia entre color y fracción de plancton está indicada en la figura. El número de muestras (<i>n</i>) utilizado está detallado en la Tabla 5.4.....	166
Figura 5.12: Logaritmo de la concentración de mercurio total (LogTHg) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (a) y de $\delta^{13}\text{C}$ (b) en el plancton del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (<i>n</i>)	

utilizado está detallado en la Tabla 5.3. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa..... 167

Figura 5.13: Logaritmo de la concentración de selenio (LogSe) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (a) y de $\delta^{13}\text{C}$ (b) en el plancton del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.3. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa. 169

Figura 5.14: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) para las concentraciones de mercurio total (THg) obtenidas en los macroinvertebrados del Moreno Este y del Moreno Oeste. Los códigos de los grupos corresponden a: OL-Oligochaeta, HI-Hirudinea, CH-*Chilina* sp., DC-*Diplodon chilensis*, AE-*Aegla* sp., SS-*Samastacus spinifrons*, HY-*Hyaella* sp., LE-larvas de Ephemeroptera, LO-larvas de Odonata, LP-larvas de Plecoptera, LT-larvas de Trichoptera, LC-larvas de Chironomidae. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.5. ... 171

Figura 5.15: Logaritmo de la concentración de mercurio total (LogTHg) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (a) y de $\delta^{13}\text{C}$ (b) en macroinvertebrados del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.5. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa..... 173

Figura 5.16: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) para las concentraciones de mercurio total (THg) obtenidas en los peces del Moreno Este y del Moreno Oeste. Los códigos de los grupos corresponden a: BA-Bagre Aterciopelado, TAI-Trucha Arco Iris, TAIJ-Trucha Arco Iris juvenil, TA-Trucha de Arroyo, TAJ-Trucha de Arroyo juvenil, TM-Trucha Marrón, PU-Puyén Chico, PG-Puyén Grande, PP-Pejerrey Patagónico, PPJ-Pejerrey Patagónico juvenil, PC-Perca Criolla, PCJ-Perca Criolla juvenil. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.6..... 175

Figura 5.17: Logaritmo de la concentración de mercurio total (LogTHg) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (a) y de $\delta^{13}\text{C}$ (b) en peces del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.6. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa..... 176

Figura 5.18: Logaritmo de la concentración de selenio (LogSe) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (a) y de $\delta^{13}\text{C}$ (b) en peces del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.6. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa..... 178

Figura 5.19: Logaritmo de la concentración de mercurio (LogTHg) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en la Perca Criolla del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la tabla 3.2. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa..... 179

Figura 5.20: Logaritmo de la concentración de selenio (LogSe) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ para la Trucha de Arroyo y sus presas (a) y para la Perca Criolla y sus presas (b) en el Moreno Este y en el Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 3.2. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa. 180

Figura 5.21: Rangos de las concentraciones de mercurio en los organismos del Moreno Oeste y del Moreno Este. Las concentraciones están expresadas en $\mu\text{g g}^{-1}$ peso seco. Modificado de Rizzo *et al.* (2011)..... 181

Figura 5.22: Logaritmo de la concentración de mercurio total (LogTHg) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (a) y de $\delta^{13}\text{C}$ (b) en la trama trófica del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa..... 183

Figura 5.23: Logaritmo de la concentración de selenio (LogSe) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (a) y de $\delta^{13}\text{C}$ (b) en las comunidades del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa..... 184

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.1: Características geográficas e hidrogeomórficas del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). Datos obtenidos de Queimaliños <i>et al.</i> (2012).....	10
Tabla 1.2: Variables físicas y químicas del agua de los brazos Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO) medidas estacionalmente. Los valores que se muestran son la media \pm desvíos estándar de los parámetros medidos cada 10 metros de profundidad. Las abreviaturas corresponden a: sólidos totales disueltos (STD), carbono orgánico disuelto (COD), amonio (NH_4^+), fósforo total disuelto (PTD), fósforo total (PT), nitrógeno total (NT), sin datos (-). Datos proporcionados por Queimaliños & Diéguez (<i>datos no publicados</i>).	13
Tabla 2.1: Rango, media y desvíos estándar (DS) de los Factores de Fraccionamiento Isotópico ($\Delta\delta^{15}\text{N}$ y $\Delta\delta^{13}\text{C}$) calculados a partir de la ecuaciones (2.2 y 2.3) para las especies de peces del Lago Perito Moreno. (<i>n</i>) corresponde al número de muestras.....	41
Tabla 2.2: Número de muestras colectadas (<i>n</i>) estacionalmente de perifiton, macrófitas, hojas recolectadas de los árboles y detritos del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO).	47
Tabla 2.3: Número de muestras de plancton obtenidas (<i>n</i>) estacionalmente en cada sitio de muestreo en el Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). Los sitios de muestreo corresponden a los detallados en las Figura 2.1 y Figura 2.2.....	48
Tabla 2.4: Número de muestras obtenidas (<i>n</i>) y número total de ejemplares colectados estacionalmente en el Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO) en macroinvertebrados bénticos. (n/d)-no determinado	49
Tabla 2.5: Rangos del largo total y del peso, número de ejemplares colectados y número de muestras (<i>n</i>) estacionalmente en peces del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). (n/d)-no determinado. ¹ Ejemplar entero, ² Pelágico, ³ Litoral, ⁴ Ejemplar sin cabeza ni tubo digestivo.....	50
Tabla 2.6: Número total de muestras analizadas (<i>n</i>) y medias \pm desviaciones estándar (DS) de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ medidos en las diferentes comunidades del Lago Perito Moreno.	51
Tabla 2.7: Número total de muestras analizadas (<i>n</i>), rangos y medias \pm desviaciones estándar (DS) de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ medidos en perifiton, macrófitas, hojas recolectadas de los árboles y detritos del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO).....	52
Tabla 2.8: Número de muestras (<i>n</i>), rangos y medias \pm desvíos estándar para los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las plantas acuáticas sumergidas, las palustres, el perifiton, las hojas de las plantas terrestres y los detritos.	53
Tabla 2.9: Número de muestras (<i>n</i>), rangos y medias \pm desvíos estándar (DS) de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ medidos en plancton, en el Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO).....	54
Tabla 2.10: Número de muestras (<i>n</i>), rangos y medias \pm desvíos estándar (DS) de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ medidos en macroinvertebrados bentónicos, en el Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). ¹ Organismo entero ² tejido muscular.	57
Tabla 2.11: Número de muestras (<i>n</i>), rangos y medias \pm desvíos estándar (DS) del largo total, peso y valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ medidos en peces del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). ¹ Tejido muscular analizado ² Individuos analizados sin cabeza y sin tubo digestivo ³ Todo el organismo fue analizado.....	61
Tabla 2.12: Número de muestras (<i>n</i>) que se usaron en el modelo, intervalos de credibilidad del 95 % y media porcentual (% media) de la contribución isotópica media porcentual de las diferentes presas a la dieta de la Trucha de Arroyo, Trucha Arco Iris y Perca Criolla obtenidos a partir del modelo de mezcla SIAR.	70

Tabla 2.13: Rangos y medias \pm desvíos estándar (DS) de la posición trófica estimada calculada para los macroinvertebrados del Lago Perito Moreno.....	72
Tabla 2.14: Rangos y medias \pm desvíos estándar (DS) de la posición trófica estimada calculada para los peces del Lago Perito Moreno utilizando la ecuación 2.4.....	73
Tabla 3.1: Medias \pm desvíos estándar (DS) de los Factores de Fraccionamiento Isotópico ($\Delta\delta^{15}\text{N}$ y $\Delta\delta^{13}\text{C}$) calculados a partir de las ecuaciones (2.2 y 2.3) para las especies de peces del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO).	92
Tabla 3.2: Intervalos de credibilidad del 5 % y 95 % de la contribución isotópica media porcentual (% media) de las diferentes presas a la dieta de la Trucha de Arroyo, Trucha Arco Iris y Perca Criolla obtenidos a partir del modelo de mezcla SIAR en el Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO).	109
Tabla 3.3: Rangos y medias \pm desvíos estándar (DS) de la posición trófica estimada calculada para los macroinvertebrados del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO).	111
Tabla 3.4: Rangos y medias \pm desvíos estándar (DS) de la posición trófica estimada calculada para los peces del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO).	112
Tabla 4.1: Estación y año en que se realizaron los muestreos de los organismos en el Lago Perito Moreno.	123
Tabla 4.2: Número de muestras (n) y medias \pm desvíos estándar de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ obtenidos estacionalmente en macrófitas y perifiton del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO).....	124
Tabla 4.3: Número de muestras (n) y medias \pm desvíos estándar de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ obtenidos estacionalmente en las tres fracciones del plancton del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO).	127
Tabla 4.4: Número de muestras (n) y medias \pm desvíos estándar de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ obtenidos estacionalmente en macroinvertebrados del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO).....	130
Tabla 4.5: Número de muestras (n) y medias \pm desvíos estándar de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ obtenidos estacionalmente en peces del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO).	133
Tabla 5.1: Control de calidad analítica; análisis de la concentración de mercurio total [THg] y de selenio [Se] en Materiales de Referencia Certificados.....	158
Tabla 5.2: Número de muestras (n), rangos, medias y desvíos estándar (DS) de las concentraciones de mercurio total [THg] y de selenio [Se] y de los valores de Se/Hg molar, en las macrófitas, perifiton, hojas de los árboles y detritos del Moreno Este-(ME) y Moreno Oeste-(MO). (PS)- peso seco. (<)-indica que las concentraciones están por debajo del límite de detección.	161
Tabla 5.3: Número de muestras (n), rangos, medias y desvíos estándar (DS) para las concentraciones de mercurio total [THg] y de selenio [Se] y los valores de Se/Hg molar en el plancton del Moreno Este-(ME) y Moreno Oeste-(MO). (PS)- peso seco. (<)-indica que las concentraciones están por debajo del límite de detección.	164
Tabla 5.4: Número de muestras (n), medias y desvíos estándar para las concentraciones de mercurio total obtenidas estacionalmente en las tres fracciones del plancton (F1: (10 – 53) μm , F2: (53 – 200) μm , F3: > 200 μm) en el Lago Perito Moreno.	165
Tabla 5.5: Número de muestras (n), rangos, medias y desvíos estándar (DS) para las concentraciones de mercurio total [THg] y de selenio [Se] y los valores de Se/Hg molar en los macroinvertebrados del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). (PS)- peso seco. (<)-indica que las concentraciones están por debajo del límite de detección.....	170

Tabla 5.6: Número de muestras (n), rangos, medias y desvíos estándar (DS) para las concentraciones de mercurio total [THg] y de selenio [Se] y los valores de Se/Hg molar en los peces del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). (PS)- peso seco. (<)-indica que las concentraciones están por debajo del límite de detección.	174
Tabla AI.1: Valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las muestras analizadas por duplicado en el Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO).....	228
Tabla AII.1: Control de calidad analítica; valores de $\delta^{15}\text{N}$, $\delta^{13}\text{C}$ y porcentajes de N y C en Materiales de Referencia Certificados y los valores de referencia.	230
Tabla AIII.1: Resultados del Test de Normalidad-Shapiro-Wilk para comprobar la normalidad de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de los taxones muestreados en el Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican distribución Normal.	231
Tabla AIII.2: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para comparar los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre las diferentes comunidades del Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las comunidades.	231
Tabla AIII.3: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de las diferentes especies de peces en el Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las especies.....	232
Tabla AIII.4: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre los diferentes grupos de macroinvertebrados en el Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los grupos.....	233
Tabla AIII.5: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre las fracciones del plancton en el Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las fracciones.....	234
Tabla AIII.6: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre los diferentes sitios de muestreo en el Moreno Oeste de las tres fracciones de plancton. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los sitios de muestreo.....	234
Tabla AIII.7: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre macrófitas, perifiton, detritos y hojas de árboles en el Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los grupos.	234
Tabla AIII.8: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre los diferentes grupos de productores primarios en el lago Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los grupos.	234
Tabla AIII.9: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de la posición trófica estimada entre los peces del Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en la posición trófica entre las especies.....	235
Tabla AIII.10: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de la posición trófica estimada entre los grupos de macroinvertebrados del Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los grupos.....	236

- Tabla AIII.11:** Resultados del Test $-t$ de diferencia de medias para comparar los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre los ejemplares de Puyén Chico analizados enteros y los analizados sin cabeza ni tubo digestivo en el Moreno Este (ME) y el Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los tratamientos..... 236
- Tabla AIII.12:** Resultados del Test $-t$ de diferencia de medias para comparar los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ en las fracciones de plancton muestreadas a dos profundidades diferentes en el Moreno Este (ME) y el Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las profundidades..... 237
- Tabla AIII.13:** Resultados del Test de Correlación de Pearson (r) entre el largo total de los individuos y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ en el Lago Perito Moreno en *Diplodon chilensis*, *Samastacus spinifrons*, Bagre Aterciopelado, Trucha Arco Iris, Trucha de Arroyo, Puyén Chico, Perca Criolla. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las especies. 237
- Tabla AIII.14:** Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre las diferentes comunidades en el Moreno Este (ME) y el Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las comunidades. 237
- Tabla AIII.15:** Valores de p resultantes del Test de ANOVA y test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre las diferentes especies de peces entre el Moreno Este (ME) y el Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las especies. 237
- Tabla AIII.16** Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test de post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de las fracciones de plancton entre sí en el Moreno Este (ME) y el Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las fracciones. 238
- Tabla AIII.17:** Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test de post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de la posición trófica estimada en los peces en el Moreno Este (ME) y en el Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en la posición trófica entre las especies. 238
- Tabla AIII.18:** Resultados del Test- t de diferencia de medias para la comparación de las diferentes comunidades entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en las comunidades entre los dos brazos. 238
- Tabla AIII.19:** Resultados del Test $-t$ de diferencia de medias para los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de los peces entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las especies..... 238
- Tabla AIII.20:** Resultados del Test $-t$ para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de las fracciones de plancton entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en las fracciones entre los brazos. 239
- Tabla AIII.21:** Resultados del Test $-t$ para la comparación de la posición trófica estimada de los peces entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en la posición trófica estimada entre las especies..... 239
- Tabla AIII.22:** Correlación de Pearson (r) entre el largo total y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de los peces del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las variables..... 239
- Tabla AIII.23:** Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test de post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ estacionalmente en plancton en el Moreno Este (ME) y en el Moreno Oeste (MO). Los códigos corresponden a: P-Primavera, O-Otoño, V-Verano,

I-Invierno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las estaciones.	239
Tabla AIII.24: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test de post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de [THg] y de [Se] en el plancton del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en [THg] y [Se] entre las fracciones de cada brazo.....	240
Tabla AIII.25: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test de post-hoc Tukey (HSD) para la comparación estacional de los valores de [THg] en el plancton en el Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las estaciones.....	240
Tabla AIII.26: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de las [THg] y [Se] entre los diferentes sitios de muestreo en el Moreno Oeste de las tres fracciones de plancton. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los sitios de muestreo.....	240
Tabla AIII.27: Resultados del Test de ANOVA y Test de post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de [THg] y [Se] en los peces del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las especies.....	241
Tabla AIII.28: Resultados del Test de ANOVA y Test de post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de [THg] y [Se] en las comunidades del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en [THg] y [Se] entre las comunidades.....	241
Tabla AIII.29: Resultados del Test $-t$ para la comparación de las [THg] en perifiton, macrófitas y hojas de árboles entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los organismos.	241
Tabla AIII.30 Resultados del Test $-t$ para la comparación de [THg] y [Se] en plancton entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en [THg] y [Se] de las fracciones entre los brazos.	241
Tabla AIII.31: Resultados del Test $-t$ para la comparación de [THg] y [Se] en peces entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en [THg] y [Se] de los peces entre los brazos.....	241
Tabla AIII.32: Resultados del Test $-t$ para la comparación de [THg] y [Se] en las comunidades entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en [THg] y [Se] de las comunidades entre los brazos.....	242
Tabla AIII.33: Correlación de Pearson (r) entre Log[THg] y Log[Se] y los valores de Se/Hg molar y los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de las macrófitas, perifiton, detritos, y hojas de árboles del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las variables.	242
Tabla AIII.34: Correlación de Pearson (r) entre Log[THg], Log[Se] y los valores de Se/Hg molar, y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las fracciones de plancton del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las variables.....	242
Tabla AIII.35: Correlación de Pearson (r) entre Log[THg], Log[Se] y los valores de Se/Hg molar y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de los macroinvertebrados del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las variables.	242

Tabla AIII.36: Correlación de Pearson (r) entre Log[THg], Log[Se] y los valores de Se/Hg molar y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de los peces del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las variables. 243

Tabla III.37: Correlación de Pearson (r) entre Log[THg], el Log[Se] y los valores $\delta^{15}\text{N}$ de la Trucha Arco Iris, la Trucha de Arroyo y la Perca Criolla y sus presas en el Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las variables. 243

Tabla AIII.38: Correlación de Pearson (r) entre [THg], [Se] y los valores de Se/Hg molar y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de la trama trófica del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las variables. 243

Tabla AIV.1: Número de ejemplares por muestra (n), media \pm desvío estándar del largo total y del peso de los ejemplares, edad de los ejemplares, valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$, concentraciones de mercurio total (THg) y su error analítico y concentraciones de selenio (Se) y su error analítico en todas las muestras colectadas en el Moreno Este (ME) y en el Moreno Oeste (MO). ¹músculo, ²entero, ³sin cabeza ni tubo digestivo, ⁴colectada fuera del agua, ⁵colectada dentro del agua, no determinado (n/d), no corresponde (n/c), peo seco (PS), verano (V), primavera (P), otoño (O), invierno (I). 245

RESUMEN

El estudio de la estructura y la dinámica de las tramas tróficas ayuda a comprender el funcionamiento de un ambiente acuático, a interpretar el modo en que los componentes del mismo se interrelacionan, y a evaluar la importancia relativa de las fuentes de energía pelágica y bentónica, entre otros aspectos. A pesar de la relevancia de desarrollar dicho tipo de estudios, la información previa sobre la estructura de la trama trófica del Lago Perito Moreno (LPM) es escasa y fragmentaria. A causa de esto resulta imprescindible desarrollar un estudio integral de la trama trófica del LPM que integre información de la totalidad de sus componentes. Estudios previos en lagos de los Parques Nacionales Nahuel Huapi (PNNH) y Los Alerces mostraron contenidos significativos de mercurio (Hg) en peces nativos e introducidos, si bien el área está alejada de las posibles fuentes antropogénicas de emisiones de este elemento contaminante. Por lo tanto, es fundamental el análisis de la transferencia de Hg en la trama trófica de los lagos de la región, y el LPM es el sistema ideal para un estudio preliminar de este tipo, principalmente debido a su menor tamaño en relación a otros lagos de la región con tramas tróficas similares y su accesibilidad.

El análisis de los isótopos estables de carbono ($\delta^{13}\text{C}$) y nitrógeno ($\delta^{15}\text{N}$) es una herramienta de uso habitual en el estudio de la estructura de las tramas tróficas en ambientes acuáticos dado puede brindar información sobre flujos de energía, relaciones tróficas, patrones migratorios de peces, variaciones temporales y espaciales y ontogenéticas en la dieta de macroinvertebrados y peces, aportes antropogénicos al sistema y estimaciones de tasas de transferencia de elementos contaminantes como el mercurio en la trama trófica. Debido a sus múltiples aplicaciones, el uso esta técnica será de suma utilidad para analizar la trama trófica del LPM y la transferencia de Hg en la misma.

El LPM está localizado en el PNNH. Es un lago ultraoligotrófico, de origen glacial, y está dividido en tres cuerpos de agua conectados entre sí (Moreno Este (ME), Moreno Oeste (MO) y Morenito), los cuales presentan características diferentes. Para analizar la trama trófica de este sistema, en el ME y en el MO se realizaron muestreos estacionales de perifiton, macrófitas, material proveniente del ambiente terrestre, plancton,

macroinvertebrados y peces. Las muestras fueron analizadas mediante Espectrometría de Masa de Relaciones Isotópicas y por Análisis por Activación Neutrónica Instrumental para obtener los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y de $\delta^{15}\text{N}$ y las concentraciones de mercurio total (THg) y selenio (Se), respectivamente.

Los valores de los isótopos estables de nitrógeno, mostraron un incremento desde los niveles tróficos inferiores (macrófitas y el perifiton) hasta los intermedios (plancton y macroinvertebrados) y los superiores (peces). Dentro de la comunidad de peces, los salmónidos introducidos y la especie nativa *Percichthys trucha* (Perca Criolla) ocuparon la posición trófica más alta, en tanto que las especies nativas *Galaxias maculatus* (Puyén Chico) y *Olivaichthys viedmensis* (Bagre Aterciopelado) se situaron en la más baja. Asimismo, la fracción de plancton de mayor tamaño (F3: > 200 μm) se ubicó en un nivel trófico más elevado que las dos fracciones de menor tamaño (F1: (10 - 53) μm ; F2: (53 - 200) μm). Dentro de la comunidad de los macroinvertebrados bentónicos, los hirudíneos, y los crustáceos decápodos *Aegla* sp. y *Samastacus spinifrons* presentaron la posición trófica más alta; *Hyaella* sp. y las larvas de insectos (tricópteros, plecópteros, odonatos y efemerópteros) mostraron una posición trófica intermedia, y los oligoquetos, larvas de quironómidos y moluscos (*Chilina* sp. y *Diplodon chilensis*) la más baja.

Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ sugirieron que el fitoplancton, las macrófitas emergentes, los detritos de origen terrestre y el perifiton son posibles fuentes de carbono a la trama trófica del LPM. La similitud de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de los peces adultos con los macroinvertebrados, el Puyén Chico y peces juveniles, indicaría que estos organismos son sus presas potenciales, observación que fue corroborada mediante el modelo de mezcla SIAR. Según dicho modelo, el Puyén Chico fue la presa que más aportó isotópicamente a la dieta de la Trucha Arco Iris, de la Trucha de Arroyo y de la Perca Criolla, en tanto que el resto de las presas (larvas de insectos, peces juveniles, moluscos y crustáceos) contribuyeron en menor medida y con porcentajes variables dependiendo del consumidor. Estos resultados son similares a los reportados mediante el análisis de contenidos estomacales publicados para el LPM.

Se analizó la variación espacial de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$ considerando el ME separado del MO. Se observó que la estructura general de la trama trófica es similar

entre los dos brazos, pero se documentaron diferencias en las señales isotópicas entre ambos. De esta manera, todos los organismos del ME estuvieron enriquecidos en ^{15}N con respecto a los del MO, lo que podría estar causado por un mayor impacto antropogénico provocado por efluentes cloacales y por la presencia de una piscifactoría en el ME. Por el contrario, los peces y el zooplancton del MO estuvieron enriquecidos en ^{13}C con respecto al ME, sin embargo, no se observaron diferencias entre los macroinvertebrados, las fracciones menores del plancton, las macrófitas y el perifiton. Las evidencias indicarían que estas diferencias en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en el zooplancton estarían relacionadas con una mayor influencia de carbono alóctono en el MO. Estas diferencias serían transferidas a los niveles tróficos superiores a través de la dieta, lo que fue corroborado por los resultados del modelo de mezcla SIAR.

En general no se observaron diferencias estacionales en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$ en los peces, lo que probablemente se deba a que el recambio de su tejido muscular es lento y a que los cambios isotópicos tardan en reflejarse. Por el contrario, en organismos con tasas de recambio de tejidos y ciclos de vida más cortos se detectaron cambios estacionales en las señales isotópicas. Las macrófitas, el perifiton, y algunos grupos de macroinvertebrados bentónicos variaron isotópicamente entre las estaciones pero sin un patrón definido en cada brazo y entre los brazos. Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ variaron estacionalmente en el zooplancton pero no en las fracciones de menor tamaño. Sin embargo, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ presentaron un patrón estacional similar en todas las fracciones y en ambos brazos, registrándose los mayores valores en otoño y los menores en primavera. Estas fluctuaciones se interpretaron como que están relacionadas con un aporte diferencial de carbono alóctono al sistema, el cual cambia estacionalmente dependiendo del régimen de precipitaciones.

Se observó bioacumulación de mercurio en los organismos del LPM, presentando la fracción de menor tamaño del plancton las mayores concentraciones. El Hg en estos organismos estaría en su mayoría en la forma inorgánica (Hg^{2+}), la cual es adsorbida pasivamente desde el agua. Las bajas concentraciones de mercurio orgánico (metilmercurio, MeHg) en el plancton confirmarían esta tendencia. Las concentraciones de THg medidas en los peces fueron en algunos casos superiores a las restricciones impuestas por el Código Alimentario Argentino para el consumo de pescado fresco. Sin

embargo, no se observó biomagnificación de este elemento desde los niveles tróficos inferiores hasta los peces, situación inusual al comparar con sistemas lacustres de otros lugares del mundo. Esta particularidad podría deberse a que el Hg^{2+} no se transfiere eficientemente a través de la dieta, a diferencia de lo que ocurre con el MeHg. Junto con el Hg, se analizó la transferencia de Se en la trama trófica para evaluar su posible efecto neutralizador hacia los efectos tóxicos del Hg. Los valores resultantes de la relación entre el Se molar y el Hg molar (Se/Hg molar) fueron mayores a 1,0 en la mayoría de los organismos, especialmente en los peces, indicando exceso de Se en los tejidos y por lo tanto, protección por parte de este elemento.

ABSTRACT

The analysis of the structure and dynamics of food webs is useful to understand the functioning of an aquatic system and to interpret the relationships between their components and the relative importance of the pelagic and benthic energy sources. Despite the importance of these studies, previous information on the food web structure of Perito Moreno Lake (PML) is scarce; therefore, it is essential to analyze the food web structure of this lake, integrating the information from all the components. Moreover, previous studies from lakes of Nahuel Huapi (NHNP) and Los Alerces National Parks showed significant contents of mercury (Hg) in native and introduced fish, although this region is located far from any anthropogenic source of this polluting element. Accordingly, the analysis of the Hg transference in the food web of lakes from PNNH is necessary and LPM constitutes an appropriate system to perform a preliminary study of this nature due to small size and accessibility compared to other lakes in the area.

Stable carbon ($\delta^{13}\text{C}$) and nitrogen ($\delta^{15}\text{N}$) isotope analysis is a technique frequently used in the analysis of the food web structure in aquatic environments. This technique can provide information on energy flow, trophic relationships, fish migratory patterns, spatial, temporal and ontogenetic variation in macroinvertebrate and fish diets, anthropogenic impacts on the system and estimations of the rate of transference of a polluting element, such as Hg, in the food web.

Perito Moreno Lake is located in NHNP. It is an ultraoligotrophic lake of glacial origin and is composed by three interconnected water bodies (Moreno Este (ME), Moreno Oeste (MO) and Morenito) which present different characteristics. In order to analyze the food web structure, fish, macroinvertebrates, plankton, macrophytes, periphyton and terrestrial material were seasonally sampled at ME and MO. The samples were analyzed by Isotope Ratio Mass Spectrometry and Instrumental Neutron Activation Analysis to obtain $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ values, and total mercury (THg) and selenium (Se) concentrations, respectively.

Stable nitrogen isotope values, indicated that fish occupied the highest trophic level, plankton and macroinvertebrates the intermediate trophic levels, and macrophytes and periphyton the lowest one. Within the fish community, the introduced

salmonids and the native *Percichthys trucha* (Creole Perch) occupied the highest trophic position whereas the natives *Galaxias maculatus* (Inanga) and *Olivaichthys viedmensis* (Velvet Catfish) occupied the lowest one. Likewise, the large sized plankton fraction (F3: > 200 μm) was in a higher trophic level than the smaller size fractions (F1: (10 - 53) μm ; F2: (53 - 200) μm). Hirudeans and decapods *Aegla* sp. y *Samastacus spinifrons* presented the highest trophic position within the macroinvertebrate community; *Hyalella* sp. and insect larvae (Odonata, Trichoptera, Ephemeroptera, and Plecoptera) occupied an intermediate trophic position whereas Oligochaeta, Chironomidae larvae and mollusks (*Chilina* sp. and *Diplodon chilensis*) presented the lowest trophic position.

The $\delta^{13}\text{C}$ values obtained in LPM suggested that phytoplankton, emergent macrophytes, perifiton and detritus are likely to be carbon sources to the food web. Similitude on $\delta^{13}\text{C}$ values between adult fish and macroinvertebrates, the Inanga and juvenile fish suggested that these organisms are their potential prey, observation that was validated by using the SIAR mixing model. According to that model, the Inanga was the prey that contributed the most to the diets of the Rainbow (*Oncorhynchus mykiss*) and Brook trout (*Salvelinus fontinalis*) and of the Creole Perch. The remaining preys (insect larvae, juvenile fish, mollusks and crustaceans) had a lower contribution with variable proportions depending on the consumer. These results are similar to gut content analysis reported for LPM.

The spatial variation in the $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ values was analyzed by comparing ME against MO. The $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ values indicated that the general structure of the food web is similar between basins nevertheless some isotopic differences were observed. According to the results, all the organisms from the ME were enriched in ^{15}N with respect to MO, difference that might be related to the higher anthropogenic impact at the ME due to sewages discharges and a small fish farm located there. On the contrary, fish and zooplankton at the MO were enriched in ^{13}C , which was not observed in macroinvertebrates, smaller plankton fractions, macrophytes and periphyton. The results suggest that the differences between basins in the $\delta^{13}\text{C}$ values were due to a higher allochthonous carbon influence at MO compared to ME. These differences would be then transferred to the higher trophic levels through diet as was corroborated by SIAR mixing model.

Overall, no seasonal differences were observed in the $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ values from fish, which can be explained by the low turnover rate of the muscle tissue which cannot reflect the isotopic variation as fast as organisms with higher turnover rates. On the contrary, macrophytes, and some macroinvertebrates showed seasonal variation in their isotopic signals, although no consistent patterns were observed between and within basins. Plankton $\delta^{13}\text{C}$ values exhibited a strong seasonal pattern in both basins in all fractions, with the highest and lowest values in autumn and spring respectively. These variations were related to a differential input of allochthonous carbon that varied seasonally depending on the amount of precipitations.

Mercury bioaccumulation was observed in PML biota, with the smaller plankton fraction presenting the highest concentrations. Hg in these organisms is present in the inorganic form (Hg^{2+}) which is adsorbed passively from water. The low content of organic Hg (methylmercury, MeHg) in plankton confirms this pattern. THg concentrations measured in fish were in some cases higher than the limit imposed by the Código Alimentario Argentino for fresh fish consumption. However, no Hg biomagnification was observed between the lowest and highest trophic levels of LPM food web, which constitutes an unusual situation when compared with other freshwater systems around the world. This could be related to the fact that Hg^{2+} is not efficiently transferred through diet, unlike what occurs with MeHg. Along with Hg, Se transference in the food web was analyzed to evaluate its neutralizing effect against Hg toxicity. The values obtained from the Hg and Se molar relationship (Se/Hg molar) were higher than 1,0 in most of the organisms, especially in fish, indicating a Se excess in the tissues and hence, protection effect from this element towards Hg.

CAPÍTULO 1: INTRODUCCIÓN

1.1. INTRODUCCIÓN GENERAL

La Patagonia Argentina está caracterizada por una gran cantidad de cuerpos de agua que fluyen tanto hacia el Océano Atlántico como hacia el Océano Pacífico. Históricamente esta región ha estado protegida del impacto humano gracias a su baja densidad poblacional y difícil acceso. Además, los Parques Nacionales creados en la región también contribuyeron a la protección de gran parte de los cuerpos de agua patagónicos. En las últimas cuatro décadas la población ha ido aumentando en la región, con el consecuente desarrollo de actividades que producen modificaciones en el ambiente tales como, cambios en las prácticas agrícolas y ganaderas, tala de bosques, introducción de especies exóticas tanto vegetales como animales, extracción de petróleo, construcción de embalses para generar energía eléctrica y establecimiento de pequeñas industrias, entre otras.

El Parque Nacional Nahuel Huapi (PNNH) no ha estado exento de este impacto ambiental. Este Parque Nacional es uno de los más extensos de la Argentina y, además de las actividades humanas enumeradas previamente, todos sus cuerpos de agua son usados intensivamente para deportes acuáticos, entre los que se encuentra la pesca deportiva de salmónidos, actividad que atrae a pescadores de todo el país y el mundo (Vigliano *et al.* 2000, 2007).

El lago Perito Moreno (LPM), perteneciente al PNNH, también está siendo afectado por la creciente actividad humana. La introducción de varias especies de salmónidos exóticos en la zona a principios del siglo pasado ha generado un cierto impacto en las comunidades ictícolas nativas (Macchi *et al.* 1999, 2007), afectando posiblemente toda la cadena trófica del lago. Además, la actividad turística en la zona y la expansión urbana de la ciudad de San Carlos de Bariloche son los mayores generadores de contaminación a través de los efluentes cloacales provenientes de establecimientos hoteleros y viviendas familiares construidos alrededor del lago y del uso de embarcaciones a motor. Por todo esto surge la necesidad de generar pautas de manejo y medidas de conservación, para lo que es imprescindible realizar estudios abarcativos que permitan generar un conocimiento exhaustivo del ecosistema. Uno de los aspectos más

importantes a analizar en un ecosistema para entender su funcionamiento es el flujo de energía a través del mismo.

Por lo tanto, el estudio de la estructura y funcionamiento de la trama trófica puede no sólo ayudar a comprender el funcionamiento de un ambiente acuático, sino también a interpretar el modo en que los componentes del mismo se interrelacionan, la importancia relativa de las fuentes de energía pelágica y bentónica, entre otros aspectos (Vander Zanden & Vadeboncoeur 2002; McIntyre *et al.* 2006). Pese a que el desarrollo de dicho tipo de estudios es de suma importancia, la información previa sobre la estructura de la trama trófica del LPM es escasa y fragmentaria, limitándose a los trabajos de Balseiro *et al.* (2001, 2004) sobre las relaciones tróficas del plancton, de Macchi *et al.* (2007) sobre la relación trófica entre *Galaxias maculatus* y sus predadores; de Vigliano *et al.* (2009) sobre predación de peces autóctonos por los salmónidos introducidos y de Reissig (2005) sobre efectos de cascada trófica de *G. maculatus* en la cadena alimentaria planctónica. Por todo esto resulta imprescindible desarrollar un estudio integral de la trama trófica del LPM que integre información de la totalidad de sus componentes. La forma tradicional de estudiar la composición de la dieta de los distintos componentes de una determinada trama trófica es el análisis de los contenidos estomacales (Beaudoin *et al.* 1999; Grey *et al.* 2002; Reñones *et al.* 2002). Esta metodología ha contribuido a comprender la estructura de la red trófica y a establecer los niveles tróficos mediante la identificación de los ítems alimentarios presentes en los estómagos, y la estimación de su contribución en número y biomasa a la composición de la dieta del predador. Entre las principales ventajas de esta metodología podemos mencionar que es un método económico, que permite analizar variaciones estacionales, sexuales y ontogenéticas en la composición de la dieta, determinar el grado de selectividad alimentaria y el nivel de competencia intra- e inter-específica por el alimento. Sin embargo, cuando los protocolos de muestreo y de procesamiento de las muestras no son apropiados los resultados obtenidos a partir de esta metodología pueden estar sesgados por diversos factores, entre los que podemos mencionar la sobre-estimación y sub-estimación de diversas presas debido a la tasa diferencial de digestión de las mismas (Atkinson & Percy 1992; Cortés 1997; O'Reilly *et al.* 2002; Rindorf & Lewy 2004).

Otro método que se está convirtiendo en una herramienta de uso habitual en el estudio de la estructura de las tramas tróficas en ambientes acuáticos es el análisis de isótopos estables. Esta metodología ya ha sido utilizada para caracterizar tramas tróficas en sistemas acuáticos en América del Norte (Keough *et al.* 1996; Harvey & Kitchell 2000; Beaudoin *et al.* 2001; Vander Zanden & Vadeboncoeur 2002; Havens *et al.* 2003; Herwig *et al.* 2004), América del Sur (García *et al.* 2006; Rodríguez-Graña *et al.* 2008; Molina *et al.* 2011), Asia (Yoshii *et al.* 1999; Xu & Xie 2004), Europa (Jones & Waldron 2003) y África (Campbell *et al.* 2003a; Branstrator *et al.* 2003; Mbabazi *et al.* 2009). Para Argentina se pueden citar los trabajos de Ciancio *et al.* (2005, 2008a, b) y Fernández *et al.* (2010) los cuales se focalizan en salmónidos anádromos en la provincia de Santa Cruz.

Comparado con el análisis de contenidos estomacales, el estudio de los isótopos estables ofrece algunas ventajas cuando se los utiliza para describir la estructura de la trama trófica de un ecosistema (Yoshii 1999), tales como: a) el análisis de los contenidos estomacales está usualmente basado en las observaciones de un limitado número de las especies que conforman la trama trófica debido a que el estudio integral de la misma es laborioso por la presencia de especies de escaso tamaño, tales como el plancton, cuyo contenido estomacal es difícil de analizar. Por el contrario, la técnica de isótopos estables permite de un modo más sencillo integrar la información de todos los componentes de la trama trófica. b) los isótopos estables son indicadores universales que pueden ser utilizados tanto para muestras biológicas como no-biológicas; c) la información derivada del contenido estomacal refiere al período próximo en el que la muestra fue obtenida, en tanto que el análisis de isótopos estables integra información referida a un lapso mayor de tiempo (años en caso de peces de crecimiento lento (Hesslein *et al.* 1993; McCarthy *et al.* 2004); d) los distintos ítems alimenticios son absorbidos a tasas diferentes en el estómago y además los contenidos estomacales son cuantificados en base a los taxones específicos ingeridos pero no necesariamente asimilados, por lo tanto el análisis de los contenidos estomacales no siempre permite discernir cuánto de un ítem determinado contribuirá a la producción del consumidor estudiado (Pinnegar & Polunin 2000; Grey *et al.* 2002); por el contrario, los isótopos estables son medidos en tejidos asimilados (Yoshii 1999). Sin embargo, el análisis de contenidos estomacales tiene la ventaja de proveer de detalle taxonómico de los ítems

alimenticios, lo que no es posible a través del estudio de los isótopos estables (Power *et al.* 2002). Por lo tanto, ambas técnicas son complementarias y cada una proporciona un nivel de resolución que no puede ser fácilmente logrado con la otra (Clarke *et al.* 2005).

El análisis de la relación entre los isótopos estables de carbono $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ($\delta^{13}\text{C}$) y nitrógeno $^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$ ($\delta^{15}\text{N}$) brinda información sobre flujos de energía (Vander Zanden *et al.* 2003; Herwig *et al.* 2004) y se han usado para reconstruir hábitos dietarios en diferentes organismos dulceacuícolas tales como truchas (Grey 2001; Power *et al.* 2002; Elöranta *et al.* 2010), crustáceos (Hollows *et al.* 2002; Stenroth *et al.* 2006), moluscos (Wen *et al.* 2009), larvas de insectos (Kelly *et al.* 2004) y zooplancton (Karlsson *et al.* 2004; Kankaala *et al.* 2010); para rastrear patrones migratorios en peces (McCarthy & Waldron 2000; Ciancio *et al.* 2008a); para evaluar variaciones estacionales en la dieta de peces, macroinvertebrados bentónicos y plancton (Yoshioka *et al.* 1994; Elöranta *et al.* 2010) cambios ontogenéticos en la dieta de diferentes especies de salmónidos (Grey 2001; Elöranta *et al.* 2010); efectos de organismos invasivos sobre la estructura trófica y las especies nativas de los ecosistemas acuáticos (Vander Zanden *et al.* 1999a; Maguire & Grey 2006), aportes antropogénicos de desechos a los sistemas acuáticos (McClelland & Valiela 1998; Borderelle *et al.* 2009) y estimación de la posición trófica de los organismos dentro de una trama trófica (Fry *et al.* 1999; Vander Zanden & Rasmussen 1999) entre otros.

Además, los isótopos estables pueden ser utilizados para estimar la tasa de biomagnificación o biodilución de elementos químicos en la cadena trófica tales como el mercurio (Cabana & Rasmussen 1994; Kidd *et al.* 1995a; Campbell *et al.* 2003b, 2008; Quinn *et al.* 2003; Watanabe *et al.* 2008) y los compuestos organoclorados (Kidd *et al.* 1995b; Kiriluk *et al.* 1995; Campbell *et al.* 2000; Skarphedinsdottir *et al.* 2010), tanto en ambientes marinos como dulceacuícolas.

La composición isotópica del nitrógeno y del carbono de un animal refleja la composición isotópica de su dieta (DeNiro & Epstein 1978, 1981). Sin embargo, a medida que la energía se transfiere a través de la trama trófica tiene lugar un fraccionamiento isotópico que da como resultado la alteración de las señales isotópicas de los tejidos de los consumidores en relación a su fuente de energía (Post 2002; Vanderklift & Ponsard 2003). Debido a este fraccionamiento isotópico, el $\delta^{15}\text{N}$ puede ser

utilizado para estimar la posición trófica de los organismos dentro de un ecosistema ya que el $\delta^{15}\text{N}$ de un consumidor es mayor en relación al de sus presas (DeNiro & Epstein 1981; Minagawa & Wada 1984; Post 2002). En contraste, el $\delta^{13}\text{C}$ cambia poco cuando este se mueve a través de la cadena trófica y por lo tanto puede ser utilizado para evaluar las fuentes de carbono de un organismo cuando las señales isotópicas de las fuentes son diferentes (France 1995a; France & Peters 1997; Post 2002).

El mercurio (Hg) es un contaminante que tiene la propiedad de acumularse en los organismos y es altamente tóxico (Morel *et al.* 1998). La exposición humana al metilmercurio (MeHg) a través del consumo de peces marinos y dulceacuícolas es la principal preocupación de la salud pública relacionada al mercurio en el ambiente, debido a que es común encontrar concentraciones elevadas de MeHg en lagos y océanos, incluso en ambientes alejados de las fuentes de contaminación (Porvari 2003). A causa de esto, el mercurio es probablemente el elemento traza más estudiado en el ambiente (Morel *et al.* 1998).

En el Noroeste de la Patagonia, a pesar de que no se han identificado fuentes relevantes de emisión de mercurio (industrias o actividades mineras) y no se han identificado fuentes antropogénicas puntuales (Ribeiro Guevara *et al.* 2010), se reportaron niveles altos de mercurio total (THg) en varios compartimentos biológicos del ecosistema tales como líquenes (Ribeiro Guevara *et al.* 2004a), bivalvos (Ribeiro Guevara *et al.* 2004b), peces (Arribére *et al.* 2008), macroinvertebrados bentónicos, productores primarios (Arribére *et al.* 2010a) y plancton (Arribére *et al.* 2010b). Además, análisis de secuencias sedimentarias tomadas en diferentes lagos evidenciaron concentraciones altas de THg en periodos de tiempo incluidos en el último milenio y concentraciones crecientes en la segunda mitad del siglo XX (Ribeiro Guevara *et al.* 2005). Estas concentraciones elevadas pueden ser el resultado de las actividades humanas a escala global, o debido a fuentes locales tanto naturales como antrópicas, tales como la actividad volcánica de los Andes o fuegos extendidos (Ribeiro Guevara *et al.* 2010).

Si bien se han realizado varios estudios en diversos ambientes acuáticos del PNNH y del Parque Nacional Los Alerces (PNLA), donde se midieron las concentraciones de THg en los componentes previamente mencionados, el conocimiento sobre la

circulación de este elemento en la trama trófica de los lagos analizados es escaso (Rizzo *et al.* 2011) debido en parte a que se ha estudiado la acumulación de mercurio en los distintos compartimentos por separado pero nunca integrando la totalidad de la trama trófica.

Además, los dos brazos principales que componen el sistema del LPM, presentan características geográficas e hidrogeomórficas distintas, las cuales podrían generar diferencias en la estructura de la trama trófica y en la transferencia de THg en cada cubeta.

En base a lo comentado previamente, este trabajo de Tesis tiene como objetivo generar información sobre la trama trófica del Lago Perito Moreno, Parque Nacional Nahuel Huapi, y contribuir al conocimiento de su funcionamiento aportando una herramienta indispensable para generar pautas de manejo y conservación. Para ello se determinarán niveles de isótopos estables de nitrógeno y carbono en peces, perifiton, plancton, macrófitas e invertebrados bentónicos y esta información será utilizada para analizar la transferencia de mercurio en la trama trófica del LPM.

1.2. OBJETIVOS

1.2.1. Objetivo General

El objetivo general de esta tesis es analizar la estructura trófica y el uso espacio temporal del ambiente de las comunidades acuáticas en el LPM.

1.2.2. Objetivos Específicos

- Describir la estructura de la trama trófica del LPM en base a la técnica de isótopos estables.
- Contrastar la información relacionada con la estructura de la trama trófica del LPM obtenida a través de isótopos estables con la obtenida a través del análisis de contenidos estomacales, utilizando un modelo de mezcla.
- Comparar los valores de isótopos estables de los organismos de los brazos Este y Oeste del LPM. Modelar o construir un mapa de isótopos estables utilizando $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$ como indicadores de los niveles tróficos de los organismos a estudiar en el

LPM y comparar con la posición trófica estimada de los organismos calculada a partir de un modelo utilizando los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$.

- Analizar los cambios estacionales en la composición de la dieta de los diferentes taxones involucrados en la trama trófica del LPM.
- Estudiar la transferencia de mercurio en la trama trófica utilizando la información derivada de los valores de $\delta^{15}\text{N}$.

En el CAPÍTULO 2 se analizarán las relaciones tróficas entre los organismos del LPM a través del análisis de los isótopos estables de Carbono y Nitrógeno. En ese mismo capítulo además se modelará la estructura trófica y se estimará la posición trófica de los organismos del lago utilizando los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$. En el CAPÍTULO 3 se compararán las relaciones tróficas de los organismos de los dos brazos del LPM (Este y Oeste) utilizando los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$. Los cambios estacionales en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$ de los diferentes taxones pertenecientes a la trama trófica del LPM serán analizados en el CAPÍTULO 4. Finalmente, en el CAPÍTULO 5 se analizará la transferencia del mercurio en la trama trófica de este lago.

1.3. ÁREA DE ESTUDIO

1.3.1. Características del Área de Estudio

El Parque Nacional Nahuel Huapi (PNNH) (Figura 1.1), está ubicado en la zona Andino-patagónica. Es el Parque Nacional de mayor extensión de la Argentina con aproximadamente 710.000 ha, de las cuales 475.000 ha corresponden al Parque Nacional propiamente dicho y 235.000 ha a la Reserva Nacional que actúa como zona de amortiguación (Mermoz *et al.* 2009). El PNNH incluye cinco grandes cuencas hidrográficas (Queñi, Manso, Nahuel Huapi, Caleufu y Traful) integradas por una densa red de ríos y arroyos de montaña y una profusión de cuerpos lacustres de diferente tamaño, varios de los cuales tienen más de 10 km² de superficie. Entre estos, los más importantes por su extensión son los lagos Nahuel Huapi, Traful, Mascardi, Correntoso y Moreno.

Los lagos del Parque son de origen glaciar, profundos, oligotróficos, con muy bajas concentraciones de nutrientes, distribución vertical heterogénea de la clorofila *a*, y poseen un nivel intermedio de vegetación litoral (Iriondo 1989; Baigún & Marinone

1995; Markert *et al.* 1997; Caravati *et al.* 2010). La mayoría de estos lagos son monomítico cálidos, con estratificación en verano y mezcla completa desde otoño a primavera (Quirós & Drago 1985; Baigún & Marinone 1995).

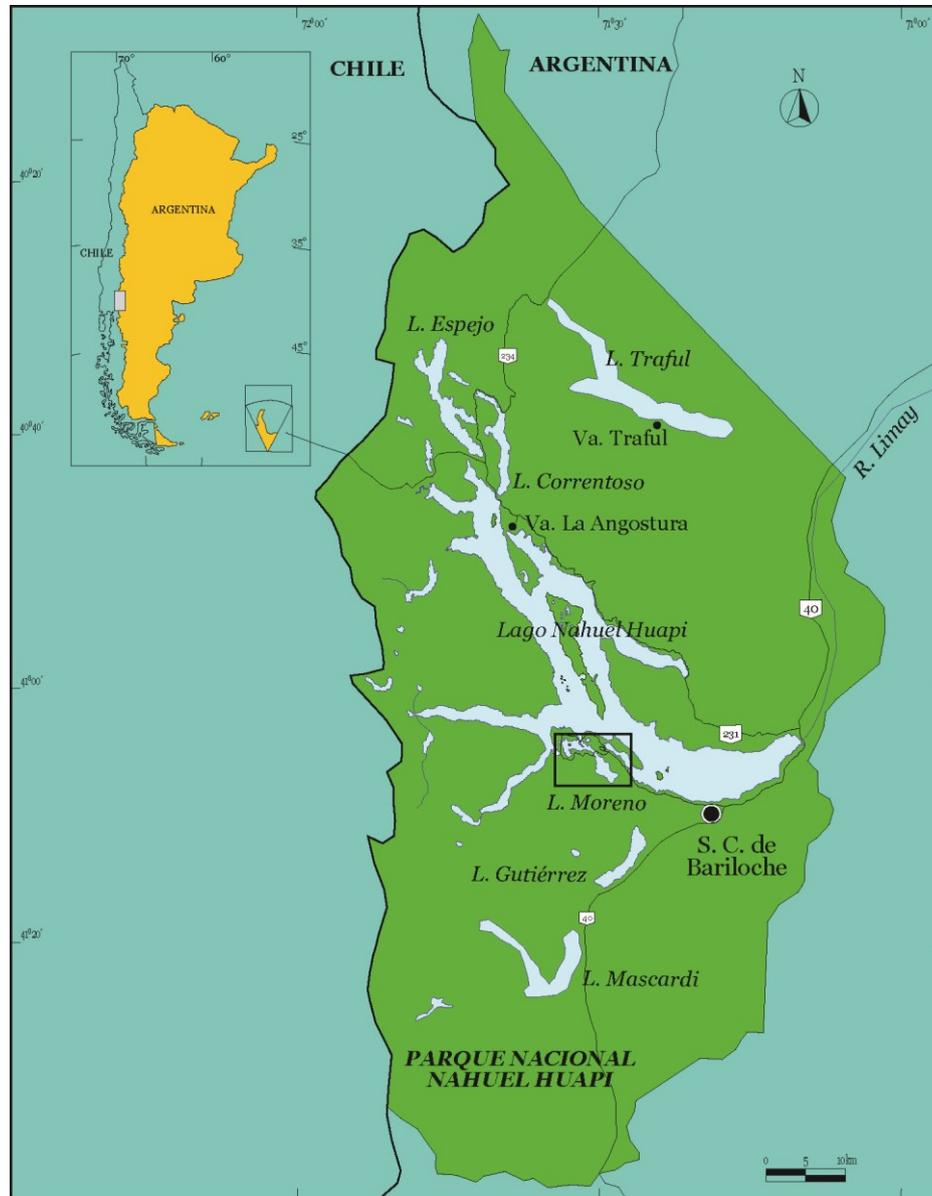


Figura 1.1: Mapa del Parque Nacional Nahuel Huapi donde se destaca la localización de área de estudio.

El PNNH está ubicado en la provincia geológica denominada Cordillera Norpatagónica, la cual se extiende aproximadamente entre los 39° y los 43° de latitud Sur y está constituida por dos unidades geológicas principales: un “Basamento” que comprende rocas metamórficas y un complejo magmático; y una cubierta volcánica sedimentaria. A fines del Terciario se formaron importantes mantos de hielo que posteriormente, debido a fluctuaciones climáticas, originaron un repetido avance y

retroceso de los frentes glaciarios, los cuales modelaron el paisaje actual configurando las cubetas ocupadas por los lagos patagónicos. En el Cuaternario ocurrió otro fenómeno de importancia al depositarse cenizas volcánicas post-glaciares las cuales originaron el material a partir del cual evolucionaron los suelos de gran parte del área (Mermoz *et al.* 2009).

Las características climáticas de la región están determinadas fundamentalmente por la existencia de la Cordillera de los Andes y por la presencia de un centro de alta presión ubicado en el SE del Océano Pacífico, el cual origina vientos constantes del Oeste que descargan la humedad en forma de lluvia o nieve al pasar por la cordillera. Por lo tanto en la cordillera la precipitación excede los 4000 mm anuales en laderas orientadas al Oeste y disminuyen en forma muy pronunciada hacia el Este con registros inferiores a los 700 mm anuales (Mermoz *et al.* 2009). Las precipitaciones son más abundantes en los meses de otoño e invierno y en las cotas superiores a los 1000 metros sobre el nivel del mar se producen en forma de nieve (Pereyra 2007). Las temperaturas medias anuales varían entre 10 °C en el sector occidental de los Andes, 6 °C en las laderas altas cerca del límite de los bosques y 8 °C en los valles al Este de los Andes (Mermoz *et al.* 2009).

Los cursos fluviales del PNNH poseen un régimen hídrico de tipo estacional, registrándose los mayores caudales a fines de primavera y los menores a fines del verano (Pereyra 2007). Fitogeográficamente hablando, el área corresponde a la Región de los Bosques Andino-Patagónicos, en la que la distribución de la vegetación está condicionada por el gradiente de precipitaciones antes mencionado y por la altitud, desarrollándose una transición del bosque húmedo a la estepa en el sentido Oeste-Este (Pereyra 2007). Los bosques de *Nothofagus dombeyi* (Coihue), de *Austrocedrus chilensis* (Ciprés de la Cordillera) y los bosques mixtos de ambas especies ocupan las laderas bajas entre el nivel de los lagos y aproximadamente los 1100 metros de altura, en tanto que los bosques de Lengua (*Nothofagus pumilio*) se extienden sobre las laderas a alturas mayores a 1100 m. (Pereyra 2007).

Este estudio se llevó a cabo en el lago Perito Moreno (LPM) ubicado al sur del lago Nahuel Huapi, con el cual está conectado por su extremo oeste por un río de corta extensión (Figura 1.2). Al igual que la mayoría de los lagos del PNNH, el LPM es

ultraoligotrófico, presenta alta transparencia (Secchi en verano 20 m), es monomítico cálido con estratificación térmica durante la primavera y el verano (desde noviembre hasta abril), presenta una termoclina entre los 30 y los 40 metros de profundidad, y la temperatura del epilimnion fluctúa entre 11 °C y 18 °C, en tanto que en el hipolimnion se registra una temperatura de 7 °C (Modenutti *et al.* 2000; Balseiro *et al.* 2001; Modenutti & Balseiro 2002; Queimaliños 2002). El periodo de mezcla ocurre desde el final del otoño y durante el invierno, siendo la temperatura aproximadamente de 7 °C en toda la columna de agua (Modenutti *et al.* 2000). Las aguas están saturadas en oxígeno el cual presenta una curva ortógrada típica de un lago improductivo durante el periodo de estratificación térmica (Modenutti *et al.* 2000; Balseiro *et al.* 2001). Las principales características geográficas, morfométricas y limnológicas de los brazos Este y Oeste están resumidas en las Tabla 1.1 y Tabla 1.2.

CARACTERÍSTICA	ME	MO
Localización geográfica	41°05'51" S 71°29'23" O	41°03'33" S 71°32'24" O
Altitud (m.s.n.m)	765	765
Área (km ²)	6,14	6,10
Profundidad máxima (m)	106	90
Profundidad media (m)	67,0	33,5
Volumen (km ³)	0,41	0,20
Perímetro (km)	13,3	19,3
Relación perímetro/área del lago (km ⁻¹)	2,17	3,16
Tiempo de residencia teórico (años)	2,29	0,98

Tabla 1.1: Características geográficas e hidrogeomórficas del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). Datos obtenidos de Queimaliños *et al.* (2012).

El sistema del LPM está dividido en tres cuerpos de agua denominados Moreno Este (ME), Moreno Oeste (MO) (en relación a su posición geográfica relativa) y Morenito (Figura 1.2). El ME drena hacia el MO con el cual está conectado por un canal corto y angosto (Figura 1.3). A su vez, el Morenito está conectado con el MO desde mediados de otoño a finales de primavera a través de un canal poco profundo (Figura 1.2; Buria *et al.* 2007). El MO desemboca en el Lago Nahuel Huapi a través de un canal de unos 500 metros de largo (Queimaliños *et al.* 2012). Tres arroyos vierten sus aguas en el ME: "Casa de Piedra", "Goye" y "de la Virgen", en tanto que el arroyo de primer orden "López" es tributario del brazo MO.



Figura 1.2: Mapa de la ubicación del Lago Perito Moreno con respecto al Lago Nahuel Huapi (Modificado de Pereyra *et al.* 2005).

Si bien las áreas del ME y del MO son similares (Tabla 1.1), las profundidades máxima, y media y el volumen son diferentes. El MO presenta zonas de profundidad variable, su litoral tiene menor pendiente, y sus costas son arenosas o de grava y presentan mayor cobertura vegetal, en donde predominan macrófitas tanto sumergidas como emergentes (*Nitella sp.*, *Myriophyllum quitense* y *Schoenoplectus californicus*; Figura 1.4). Por el contrario, en el ME predomina una costa pedregosa y con poca cobertura vegetal, la zona litoral es más abrupta y la profundidad del brazo es uniforme de aproximadamente 90 - 100 metros (Figura 1.5).



Figura 1.3: Vista aérea del canal que separa el brazo Moreno Este (abajo a la izquierda) del Moreno Oeste (arriba al centro).

La vegetación circundante del ME está constituida por bosque mixto de Coihue y Ciprés de la Cordillera, en tanto que el bosque circundante al MO está dominado por Coihue y la Caña Colihue (*Chusquea culeou*), y en él se pueden observar ejemplares de *Crinodendron patagua* (Patagua), *Luma apiculata* (Arrayán) y *Schinus patagonicus* (Laura) (Figura 1.4).



Figura 1.4: “Bahía del Guardaparque” que corresponde al punto de muestreo en el brazo Moreno Oeste.

PARÁMETRO	ME				MO			
	VERANO	OTOÑO	INVIERNO	PRIMAVERA	VERANO	OTOÑO	INVIERNO	PRIMAVERA
Temperatura (°C)	12,1 ± 3,2	8,9 ± 0,5	7,0 ± 0,1	11,3 ± 0,6	13,0 ± 0,4	9,2 ± 1,0	6,9 ± 0,3	12,1 ± 1,1
Conductividad (µS cm ⁻¹)	39,2 ± 0,6	39,6 ± 0,7	40,2 ± 0,4	38,1 ± 0,6	42,3 ± 1,5	42,1 ± 1,7	42,4 ± 0,6	40,8 ± 0,8
STD (mg L ⁻¹)	18,2 ± 0,4	18,2 ± 0,5	18,3 ± 0,5	17,8 ± 0,4	19,7 ± 0,8	19,7 ± 1,0	19,2 ± 0,4	19,0 ± 0,0
pH	7,01 ± 0,11	-	7,60 ± 0,04	6,9 ± 0,3	7,70 ± 0,06	-	7,6 ± 0,06	6,8 ± 0,1
Clorofila <i>a</i> (µg L ⁻¹)	1,48 ± 1,25	1,70 ± 0,61	1,50 ± 0,24	1,16 ± 0,61	1,25 ± 0,81	1,10 ± 0,45	1,00 ± 0,21	1,12 ± 0,61
COD (mg L ⁻¹)	0,75 ± 0,07	0,70 ± 0,01	0,80 ± 0,14	0,60 ± 0,05	0,81 ± 0,11	0,70 ± 0,03	0,96 ± 0,09	0,80 ± 0,05
NH ₄ ⁺ (µg L ⁻¹)	3,20 ± 1,26	1,10 ± 0,19	3,90 ± 3,43	2,85 ± 1,10	1,26 ± 0,87	1,25 ± 0,76	3,10 ± 4,02	1,90 ± 0,57
PTD (µg L ⁻¹)	-	-	1,40 ± 0,43	4,30 ± 0,32	-	-	1,60 ± 0,21	4,10 ± 0,29
PT (µg L ⁻¹)	5,00 ± 0,75	2,90 ± 0,43	2,20 ± 1,12	5,50 ± 0,57	3,86 ± 0,86	4,00 ± 1,72	2,30 ± 0,66	4,90 ± 0,39
NT (µg L ⁻¹)	123,4 ± 52,7	129,0 ± 53,9	-	146,5 ± 95,6	118,7 ± 25,7	184,6 ± 53,9	-	127,1 ± 54,5

Tabla 1.2: Variables físicas y químicas del agua de los brazos Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO) medidas estacionalmente. Los valores que se muestran son la media ± desvíos estándar de los parámetros medidos cada 10 metros de profundidad. Las abreviaturas corresponden a: sólidos totales disueltos (STD), carbono orgánico disuelto (COD), amonio (NH₄⁺), fósforo total disuelto (PTD), fósforo total (PT), nitrógeno total (NT), sin datos (-). Datos proporcionados por Queimaliños & Diéguez (*datos no publicados*).



Figura 1.5: Vista del área de muestreo cercana a Colonia Suiza en la margen sur del Brazo Moreno Este.

1.3.2. Características de la Biota del Área de Estudio.

1.3.2.1. *Macrófitas*

De las macrófitas presentes en el LPM, la más abundante es la ciperácea emergente “junco” o “totora” *S. californicus* y entre las sumergidas se destacan *Nitella* sp. (Characeae) y *M. quitense* (Cola de zorro).

1.3.2.2. *Plancton*

El plancton es la comunidad más estudiada del LPM y ha sido objeto de numerosos trabajos de investigación sobre su dinámica y composición (e.g. Queimaliños *et al.* 1999, 2002, 2012; Balseiro *et al.* 2001; Arribére *et al.* 2010b). De acuerdo a estos trabajos, las especies dominantes de la fracción más grande de zooplancton ($> 200 \mu\text{m}$) en el MO son los cladóceros *Bosmina longirostris*, el copépodo calanoideo *Boeckella gracilipes* y

ciclopoideos, en tanto que en el ME predominan el cladóceros *Ceriodaphnia dubia* (Modenutti *et al.* 2000; Balseiro *et al.* 2004; Arribére *et al.* 2010b; Queimaliños *et al.* 2012).

Entre los organismos presentes en la fracción (53 - 200) μm se destacan los dinoflagelados *Ceratium hirudinella*, cuatro especies de rotíferos (*Polyarthra vulgaris*, *Synchaeta pectinata*, *Synchaeta chitina* y *Conochilus unicornis*), grandes ciliados mixotróficos como *Stentor araucanus* y *Ophrydium naumanni* y estadios inmaduros de *B. longirostris* (juveniles y nauplii), observándose mayor proporción de ciliados y nauplii en el MO que en el ME (Arribére *et al.* 2010b; Queimaliños *et al.* 2012).

Los organismos dominantes de la fracción (10 - 53) μm son los dinoflagelados *Gymnodinium paradoxum* y *Gymnodinium uberrimum* y los ciliados *S. araucanus* y *O. naumanni* (Arribére *et al.* 2010b). Dentro de esta fracción, se pueden encontrar varias especies de rotíferos tales como *Keratella cochlearis*, *Synchaeta* spp., *C. unicornis* y *P. vulgaris*, siendo esta última la especie dominante (Modenutti *et al.* 2000; Reissig 2005; Arribére *et al.* 2010b). Otros componentes de esta fracción son las diatomeas filamentosas y estadios inmaduros de crustáceos tales como nauplii y copepoditos y cladóceros juveniles (Arribére *et al.* 2010b).

La fracción del nanoplancton está dominada por los flagelados mixotróficos *Chrisochromulina parva* y *Rhodomonas lacustris* (Queimaliños *et al.* 1999).

1.3.2.3. Macroinvertebrados acuáticos

En cuanto a los invertebrados bentónicos del LPM, la única información disponible es la aportada a través de dos tesis doctorales, en las que se indica la presencia de platelmintos; anélidos (oligoquetos e hirudíneos); crustáceos tales como *Aegla* sp., *Samastacus spinifrons*, *Hyaella* sp., larvas de insectos (efemerópteros, odonatos, tricópteros, dípteros y plecópteros), moluscos pelecípodos tales como *Diplodon chilensis*, *Pisidium* sp. y los gasterópodos *Chilina dombeiana*, *Gundlachia concentrica* y *Heleobia hatcheri*. (Trochine 2000; Reissig 2005). En un trabajo más abarcativo realizado en el lago Escondido, el que pertenece al sistema de lagos del PNNH, Añón Suárez (1991) identificó 28 taxones entre los que se encuentran incluidos platelmintos

(*Turbellaria* sp.), anélidos (oligoquetos como *Pheodrilus* sp. e Hirudíneos como *Helobdella* sp.), moluscos (predominando *D. chilensis*), anfípodos (*Hyaella* sp.), y larvas de insectos de los órdenes Ephemeroptera, Odonata y Diptera. Del total de taxones identificados, el grupo con mayor riqueza específica fue el de los dípteros quironómidos con 15 taxones identificados. De acuerdo a Añón Suárez (1991), la mayor densidad de organismos se encontró en la zona litoral entre los 0 metros y 2 metros de profundidad, siendo los organismos de mayor abundancia los quironómidos y los efemerópteros.

1.3.2.4. Peces

La comunidad de peces del LPM está constituida por especies nativas tales como la Perca Criolla (*Percichthys trucha*), el Pejerrey Patagónico (*Odontesthes hatcheri*), el Bagre Aterciopelado (*Olivaichthys viedmensis*) y los galáxidos Puyén Grande (*Galaxias platei*) y Chico (*Galaxias maculatus*). Entre las especies exóticas se encuentran tres salmónidos tales como las truchas Arco Iris (*Oncorhynchus mykiss*), Marrón (*Salmo trutta*) y de Arroyo (*Salvelinus fontinalis*), las que fueron introducidas en Patagonia a principios del siglo XX para la pesca deportiva (Macchi *et al.* 1999, 2007; Milano *et al.* 2002; Pascual *et al.* 2002; Vigliano *et al.* 2007; Barriga *et al.* 2012).

Existen numerosos trabajos que brindan información sobre la dieta de los peces presentes en los lagos patagónicos de la región. Entre ellos se destacan los publicados por Valle & Núñez (1990); Macchi (1991, 2004); Cervellini *et al.* (1993); Miquelarena *et al.* (1997); Ruzzante *et al.* (1998, 2003); Macchi *et al.* (1999, 2007); Milano *et al.* (2002, 2006); Reissig (2005); Vigliano *et al.* (2009); Wegrzyn & Ortubay (2009); Bubach (2010); Juncos *et al.* (2011); y Barriga *et al.* (2012). De todos estos trabajos, solo en los publicados por Milano *et al.* (2002, 2006); Macchi (2004); Reissig (2005); Macchi *et al.* (2007); Vigliano *et al.* (2009); Bubach (2010); Juncos *et al.* (2011) y Barriga *et al.* (2012) se hace referencia a la dieta de los peces del LPM, pero en ningún de ellos se realizaron comparaciones entre los brazos ME y MO.

Los salmónidos del LPM se alimentan de peces (larvas y juveniles de galáxidos, percas y huevos y juveniles de salmónidos), insectos adultos, pupas y larvas, crustáceos (*S. spinifrons*, *Aegla* sp. y *Hyaella* sp.), moluscos (*Chilina* sp.) y material vegetal, variando las proporciones de éstos ítems según el estadio de vida (Milano *et al.* 2002; Bubach

2010; Juncos *et al.* 2011). En los contenidos estomacales de la Perca Criolla el ítem más importante fue *S. spinifrons*, seguido de larvas de insectos, *Hyaella* sp. y Puyén Chico; en mucha menor proporción se observó *Aegla* sp., materia orgánica, salmónidos, plantas e hirudíneos (Bubach 2010). Los contenidos estomacales del Bagre Aterciopelado incluyeron al anfípodo *Hyaella* sp. y larvas de insectos, siendo los anfípodos el ítem más importante (Bubach 2010). Las principales presas del Puyén Grande son *Hyaella* sp., diversos organismos bentónicos (crustáceos decápodos, moluscos, larvas de insectos), materia orgánica y peces tales como larvas de galáxidos (Milano *et al.* 2002). La dieta del Pejerrey Patagónico se caracteriza por el consumo de plancton y organismos bentónicos (Macchi 2004). La principal presa del Puyén Chico en el LPM son los cladóceros *Ceriodaphnia dubia* y *Bosmina longirostris* y las larvas de quironómidos (Reissig 2005).

CAPÍTULO 2: ANÁLISIS DE LA ESTRUCTURA TRÓFICA DEL LAGO PERITO MORENO

2.1. INTRODUCCIÓN

El concepto de trama trófica fue introducido por Charles Elton en el año 1927 (Paine 1988). La trama trófica de una comunidad se refiere a las vías por las cuales la energía es transferida y los nutrientes son reciclados a través de los niveles tróficos de la misma (Wetzel 2001). Polis & Strong (1996) señalan que hay suficientes evidencias para afirmar que las tramas tróficas de la mayoría de los ecosistemas son reticuladas y que las especies están altamente interconectadas (e.g. la mayoría de los consumidores son omnívoros, la mayor parte de los recursos son consumidos por muchas especies a través del espectro trófico; y las plantas están vinculadas a una variedad de especies a través del mutualismo trófico, etc.). Sin embargo, estos autores señalan que el concepto de que las especies se agregan en niveles tróficos discretos y homogéneos es ficticia debido a que la omnivoría, los cambios ontogenéticos y ambientales en la dieta y la heterogeneidad geográfica y ambiental, diluyen los niveles tróficos discretos.

El estudio de las tramas tróficas es un gran desafío (Drenner & Hambright 2002) debido a que pueden contener cientos de especies conectadas por múltiples vínculos de diferente intensidad (Paine 1980; Havens 1992; Polis & Strong 1996).

2.1.1. Isótopos Estables de Carbono y Nitrógeno

Los vínculos predecibles de la relación entre los isótopos de carbono ($^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ó $\delta^{13}\text{C}$) y de nitrógeno ($^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$ ó $\delta^{15}\text{N}$) entre los animales y sus dietas han hecho posible el estudio de las tramas tróficas usando los valores de los isótopos estables obtenidos de los diferentes organismos presentes en el ecosistema (Rau *et al.* 1983; Minagawa & Wada 1984). Utilizando esta técnica se han descrito tramas tróficas en lagos (Campbell *et al.* 2003a; Hansson & Tranvik 2003; Molina *et al.* 2011); ríos (Jepsen & Winemiller 2002; Herwig *et al.* 2007); estuarios (Alfaro *et al.* 2006; Svensson *et al.* 2007) y ambientes marinos (Davenport & Bax 2002; Corbisier *et al.* 2006; Søreide *et al.* 2006).

Estos estudios son posibles dado que el $\delta^{15}\text{N}$ puede ser utilizado para estimar la posición de un organismo dentro de una trama trófica, lo que a su vez se debe a que los consumidores están enriquecidos en $\delta^{15}\text{N}$ aproximadamente un 3 ‰ - 4 ‰ con respecto a su dieta (DeNiro & Epstein 1981; Minagawa & Wada 1984; Peterson & Fry 1987). Por el contrario, el $\delta^{13}\text{C}$ cambia poco a medida que el carbono se transfiere a través de la trama trófica (Rounick & Winterbourn 1986; Peterson & Fry 1987; France & Peters 1997) y por lo tanto puede ser utilizado para evaluar las fuentes de carbono de un organismo cuando las señales isotópicas de las fuentes son diferentes (Post 2002).

El proceso por el cual las señales isotópicas cambian entre la presa y los tejidos de los consumidores se denomina *fraccionamiento isotópico* (o *enriquecimiento trófico*, $\Delta\delta^{13}\text{C}$ y $\Delta\delta^{15}\text{N}$; Vander Zanden & Rasmussen 2001). Hay varios procesos bioquímicos que son responsables de los efectos del fraccionamiento observados en los organismos. Durante la respiración, el CO_2 eliminado está empobrecido en ^{13}C con respecto al contenido de $\delta^{13}\text{C}$ animal lo que explicaría el leve enriquecimiento en ^{13}C de los organismos con respecto a su dieta (DeNiro & Epstein 1978). Por otro lado, durante la oxidación del piruvato en la lipogénesis, el ^{12}C es incorporado con mayor facilidad que el ^{13}C lo que da como resultado valores bajos de $\delta^{13}\text{C}$ en los lípidos (DeNiro & Epstein 1977). La composición isotópica de las plantas es el resultado del fraccionamiento isotópico que ocurre cuando el CO_2 atraviesa los estomas de las plantas y durante la fotosíntesis (O'Leary 1988). En estos procesos el isótopo más pesado (^{13}C) es incorporado en menor proporción que el más liviano (^{12}C) a causa de las diferencias en las propiedades químicas y físicas entre ambos isótopos estables dadas por la diferencia de masa entre ambos (O'Leary 1988). Esta incorporación isotópica diferencial puede ser utilizada para identificar los diferentes tipos de fotosíntesis observadas en las plantas en los ambientes terrestres dado que los valores de $\delta^{13}\text{C}$ dependen del metabolismo fotosintético utilizado por cada autótrofo (O'Leary 1988; Dawson *et al.* 2002). En las plantas C_3 o vía de los 3 carbonos, la fijación del CO_2 que difunde desde la atmósfera a la hoja, es catalizada por la enzima ribulosa-1,5-bisfosfato carboxilasa oxigenasa (RuBisCo); y en las plantas C_4 o vía de los 4 carbonos, la fijación del CO_2 es catalizada por una enzima diferente, la fosfoenolpiruvato carboxilasa (Farquar 1983). Las plantas que utilizan la vía fotosintética CAM (Metabolismo Ácido de las Crasuláceas) dependen de las mismas enzimas carboxiladoras que las plantas C_4 pero segregan la actividad de

estas enzimas temporalmente, en vez de espacialmente como ocurren en las C_4 (Marshall *et al.* 2007). De esta manera, las plantas C_3 , C_4 y CAM incorporan de diferente manera el ^{13}C durante la fotosíntesis, exhibiendo valores cercanos al -27‰ (rango -32‰ a -22‰), -16‰ (rango -23‰ a -9‰) y entre -10‰ y -20‰ , respectivamente (Rounick & Winterbourn 1986; O'Leary 1988). Por otro lado, los valores de $\delta^{13}C$ de los autótrofos dulceacuícolas pueden variar entre -35‰ y -18‰ para las algas y entre -27‰ y -20‰ para las plantas vasculares (Osmond *et al.* 1981). Además, el fraccionamiento isotópico del $\delta^{13}C$ es variable en los distintos tipos de ecosistemas acuáticos: los consumidores dulceacuícolas suelen estar menos enriquecidos en ^{13}C en relación a su dieta ($0,2\text{‰}$) que los de los estuarios ($0,5\text{‰}$), de los ambientes costeros ($0,8\text{‰}$) o del mar abierto ($1,1\text{‰}$) (France & Peters 1997).

En los lagos, los valores de $\delta^{13}C$ se utilizan para diferenciar entre dos fuentes importantes de energía tales como la producción litoral proveniente de algas bentónicas ($-26 \pm 3\text{‰}$) y la producción pelágica del fitoplancton ($-32 \pm 3\text{‰}$). Dicha diferenciación es posible dado que el $\delta^{13}C$ de la base de la trama trófica litoral suele ser mayor que el de la base de la trama trófica pelágica (France 1995). Esto se debe a que en los sistemas acuáticos la fotosíntesis está condicionada, además de por la luz disponible, por la difusión del CO_2 , por lo que la actividad fotosintética de las algas bentónicas está condicionada por la cantidad de CO_2 utilizable ya que el acceso al ^{12}C del CO_2 no es sencillo (Alcorlo Pagés 2005). Por el contrario, las algas planctónicas tienen fácil acceso al CO_2 y pueden incorporar fácilmente al ^{12}C en comparación con el ^{13}C , resultando en la disminución de los valores de $\delta^{13}C$ (France 1995). Además de las concentraciones de CO_2 , el $\delta^{13}C$ de los productores primarios de los sistemas acuáticos depende de otros factores tales como la clorofila *a* y el contenido de fósforo (Yamamuro *et al.* 1995; Gu *et al.* 1996; Legget *et al.* 1999), la intensidad de la luz y la velocidad del agua (Finlay *et al.* 1999) y el carbono orgánico e inorgánico disuelto (Keough *et al.* 1998; France 1999).

En los animales el fraccionamiento isotópico del nitrógeno ocurre durante la asimilación del alimento (DeNiro & Epstein 1981) cuando las proteínas consumidas son degradadas en sus aminoácidos sufriendo una desaminación antes de entrar en el sistema de reciclaje metabólico (Alcorlo Pagés 2005). La excreción de urea y amonio isotópicamente empobrecida en ^{14}N sería la responsable del incremento observado en

los valores de $\delta^{15}\text{N}$ entre los organismos y su dieta (Minagawa & Wada 1984; Altabet & Small 1990). Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ se van incrementando progresivamente desde los autótrofos terrestres (0 ‰) a los acuáticos (3,0 ‰) y marinos (6,0 ‰) (France 1999).

Durante el proceso de nitrificación también se produce el fraccionamiento isotópico del nitrógeno debido a que el NO_3^- producido está relativamente empobrecido en ^{15}N en relación al sustrato residual NH_4^+ (Mariotti *et al.* 1981). Por el contrario, durante la denitrificación las bacterias denitrificantes incorporan el isótopo más liviano (^{14}N), produciéndose N_2 empobrecido y NO_3^- enriquecido en ^{15}N (Reinhardt *et al.* 2006).

Para poder estimar el grado de omnivoría de un consumidor, su posición trófica, y los flujos de energía de una trama trófica, es necesario calcular el fraccionamiento isotópico entre un animal y su dieta (Vander Zanden & Rasmussen 2001). Los factores de fraccionamiento isotópico (FFI) usualmente utilizados en este tipo de estudios son de $(3,4 \pm 1,1)$ ‰ ($\Delta\delta^{15}\text{N}$) y de aproximadamente 1,0 ‰ ($\Delta\delta^{13}\text{C}$) (DeNiro & Epstein 1981; Minagawa & Wada 1984), pero es importante resaltar que son solamente una aproximación válida cuando se utilizan al promediar varias vías tróficas, debido a que una sola transferencia trófica puede variar aproximadamente entre 2,0 ‰ y 5,0 ‰ (Post 2002). Además, se ha demostrado en varios estudios que el enriquecimiento trófico puede variar dependiendo del estado nutricional del consumidor, de la calidad de la dieta, del tamaño corporal, de la edad, de la composición elemental del tejido analizado, del grupo taxonómico del consumidor, del ambiente y del tipo de mecanismo de excreción (Minagawa & Wada 1984; Vander Zanden & Rasmussen 2001; Vanderklift & Ponsard 2003).

El uso de las técnicas isotópicas para estudiar las dietas de los consumidores requiere estimaciones de los FFI entre éstos y sus dietas. Diversos autores calcularon el enriquecimiento trófico promedio del $\delta^{15}\text{N}$ a partir de compilar estudios publicados donde se obtuvo el enriquecimiento trófico entre consumidores (peces, insectos, mamíferos, aves, etc.) y una dieta controlada. Consecuentemente los FFI calculados por los diferentes autores son variables: $(2,75 \pm 0,10)$ ‰ (Caut *et al.* 2009); $(3,4 \pm 0,27)$ ‰ (Minagawa & Wada 1984); $(2,9 \pm 0,3)$ ‰ (Vander Zanden & Rasmussen 2001); $(2,54 \pm 0,11)$ ‰ (Vanderklift & Ponsard 2003) o $(2,00 \pm 0,20)$ ‰ (McCutchan *et al.* 2003). Dada la variabilidad de estos resultados, y de que no siempre se tiene la posibilidad de

estimar los FFI entre el consumidor a estudiar y su alimento experimentalmente, Caut *et al.* (2009) propusieron varios modelos para calcular los FFI de diferentes tipos de consumidores (invertebrados, peces, aves y mamíferos) en varios tejidos (músculo, sangre, hígado, etc.). Estos modelos no están exentos de error y han sido criticados por varios autores (Auerswald *et al.* 2010; Perga & Grey 2010). Sin embargo, Caut *et al.* (2010) demostraron la potencia de los modelos para obtener estimaciones adecuadas de los FFI cuando no hay información para los consumidores del sistema en estudio o cuando es imposible obtenerla experimentalmente, como es nuestro caso.

2.1.2. Posición Trófica

Si bien las tramas tróficas reconocen y cuantifican atributos importantes como la omnivoría y el canibalismo, la designación de vínculos tróficos es un proceso subjetivo que falla al considerar la importancia energética de las conexiones tróficas representadas (Paine 1988; Polis 1991). Por el contrario, el uso de la medida continua de la *posición trófica* (PTR) además de incorporar la omnivoría, pondera las vías tróficas de acuerdo a su importancia energética relativa (Kling *et al.* 1992).

Tradicionalmente, la PTR se calculaba a partir del análisis de los contenidos estomacales. Estos proveen información detallada de las dietas de los consumidores pero no tienen en cuenta patrones a largo plazo de transferencia de masa y sólo proveen una medida instantánea de la dieta de un organismo (Vander Zanden *et al.* 1997). El análisis de los isótopos estables está siendo utilizado con mayor frecuencia para estimar la PTR en sistemas acuáticos (e.g. Post 2002; Rybczynski *et al.* 2008) debido a que estas técnicas pueden proveer de una medida continua de la PTR que integre la asimilación de energía o flujo de masa a través de las diferentes rutas tróficas que llevan a un organismo (Post 2002). Como se mencionó en el Capítulo 1, la relación de los isótopos estables de nitrógeno ($\delta^{15}\text{N}$) y de carbono ($\delta^{13}\text{C}$) se puede utilizar para estimar la PTR de un organismo dentro de una trama trófica ya que los consumidores se enriquecen en ^{15}N con respecto a su dieta y el $\delta^{13}\text{C}$ cambia poco entre un consumidor y su alimento (Peterson & Fry 1987; Post 2002).

Debido a que los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de la base de la cadena trófica ($\delta^{15}\text{N}_{base}$ y $\delta^{13}\text{C}_{base}$) de la cual los organismos obtienen su nitrógeno y su carbono son muy variables

entre ecosistemas (Cabana & Rasmussen 1996; Vander Zanden & Rasmussen 1999), es de suma importancia estimar adecuadamente los valores de $\delta^{15}\text{N}_{base}$ y $\delta^{13}\text{C}_{base}$ para determinar si la variación observada en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de un organismo es el reflejo de cambios en la estructura de la trama trófica o una variación en los valores de $\delta^{15}\text{N}_{base}$ y $\delta^{13}\text{C}_{base}$ (Post 2002). La obtención de una línea de base isotópica apropiada es uno de los principales problemas a enfrentar cuando se utilizan isótopos estables para la comparación de las tramas tróficas de múltiples ecosistemas (Post 2002).

Las variaciones en los valores de $\delta^{15}\text{N}_{base}$ y $\delta^{13}\text{C}_{base}$ surgen debido a que los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de la mayoría de los productores primarios y las fuentes de energía detrítica cambian estacionalmente, lo que complica su uso directo como indicadores de línea de base de los consumidores, cuyos valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ son el resultado de la integración de las señales isotópicas en los tejidos durante largos periodos de tiempo (Cabana & Rasmussen 1996). Por esta razón varios autores recomendaron el uso de consumidores primarios de larga vida para cuantificar los valores de $\delta^{15}\text{N}_{base}$ y $\delta^{13}\text{C}_{base}$ en sistemas acuáticos dado que la variación temporal de su señal isotópica es menor que la de los productores primarios y dado que reflejan la variación espacial dentro- y entre-lagos (Cabana & Rasmussen 1996; Vander Zanden & Rasmussen 1999). En este sentido, Post (2002) comprobó que los gasterópodos acuáticos y los bivalvos reflejan la señal isotópica de la base del compartimento litoral y pelágico, respectivamente, de las tramas tróficas de los sistemas acuáticos.

La estructura general de la trama trófica de los lagos de la región de San Carlos de Bariloche (41° S) en la cual se ubica el Lago Perito Moreno (LPM), fue descrita por Modenutti *et al.* (1998). En dicho trabajo se describen detalladamente las relaciones tróficas en la comunidad del plancton, se hace una breve mención a las especies que integran la comunidad ictícola de los lagos y a los productores primarios bentónicos y en relación al zoobentos solo se menciona que es diverso con endemismos a nivel de especies, pero sin detallar las especies que lo componen o sus relaciones con el resto de la trama trófica. Posteriormente, Balseiro *et al.* (2001, 2004), Modenutti & Balseiro (2002) y Queimaliños (2002), analizaron varios aspectos de la comunidad del plancton en el LPM, incluyendo las relaciones tróficas entre varias especies de la misma. En trabajos posteriores, Milano *et al.* (2002, 2006), Reissig (2005), Macchi *et al.* (2007),

Vigliano *et al.* (2009), y Juncos *et al.* (2011) analizaron las relaciones tróficas de los peces autóctonos e introducidos con otros componentes de la trama trófica del mismo lago. Sin embargo, hasta el momento no hay ningún trabajo realizado que integre todos los componentes de la trama trófica del LPM.

2.1.3. Modelos de Mezcla

Como se mencionó anteriormente, las señales isotópicas del carbono y del nitrógeno ($\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$) provenientes de distintas fuentes de alimento, pueden ser usadas para determinar la contribución relativa de cada fuente a la dieta de un organismo (Phillips & Gregg 2003). Con este propósito se usan los “modelos de mezcla” (mixing models) lineales basados en el balance isotópico de masas (Phillips 2001), los cuales permiten estimar la contribución proporcional de los ítems dietarios (fuentes) en una mezcla (el tejido del consumidor) para de esta manera inferir la composición relativa de la dieta del consumidor (Inger *et al.* 2006). En estos modelos, para una cantidad n de señales isotópicas, se puede determinar la contribución de $n + 1$ fuentes distintas. Si la cantidad de fuentes exceden a $n + 1$, entonces el modelo es matemáticamente indeterminado, con más incógnitas que ecuaciones y por lo tanto tiene múltiples soluciones (Phillips & Gregg 2003). Este excedente de fuentes es muy común en los estudios de dieta, ya que las presas de un organismo o sus fuentes de alimento suelen ser más de una. En estos casos una opción sería eliminar algunas fuentes de alimento del análisis, pero esto generaría un error en los resultados al inclinar las contribuciones aparentes de las fuentes restantes. Otra opción es la de combinar algunas fuentes para simplificar el análisis disminuyendo el n (Phillips *et al.* 2005). Estos autores proponen dos métodos para combinar las fuentes de alimento: uno de ellos se basa en combinar las fuentes según su similitud en las señales isotópicas o si están biológicamente relacionadas. El otro método delineado por Phillips & Gregg (2003) consiste en determinar los límites superior e inferior de las contribuciones potenciales de cada fuente y en el caso de que el resultado sean rangos amplios y difusos que limitan su interpretación, posteriormente se pueden agrupar las fuentes en grupos lógicos para reducir el número de las mismas y facilitar su análisis (Phillips *et al.* 2005).

Existen varios modelos de mezcla disponibles. Sin embargo la mayoría de esos modelos tiene alguna falencia dado que están acotados por el número de fuentes de alimento (IsoError), dado que no incorporan incertidumbre y variabilidad (IsoSource), o

porque los resultados de estos modelos representan un rango amplio de soluciones posibles sin cuantificar cuáles son las más probables (Parnell *et al.* 2010).

En base a lo indicado previamente, en este capítulo se plantean los siguientes objetivos:

- 1) Describir la estructura de la trama trófica del LPM en base a la técnica de isótopos estables.
- 2) Contrastar la información relacionada con la estructura de la trama trófica del LPM obtenida a través de isótopos estables con la obtenida a través del análisis de contenidos estomacales utilizando un modelo de mezcla.
- 3) Modelar un mapa de isótopos estables utilizando los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y de $\delta^{15}\text{N}$ de los organismos, lo que permitirá una caracterización visual de la estructura trófica del LPM y la evaluación de las relaciones tróficas entre los consumidores y sus presas.
- 4) Estimar la PTR de los consumidores a partir de un modelo utilizando los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$.

2.2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.2.1. Diseño Muestreal

Para el análisis de la trama trófica del LPM se realizó una recolección exhaustiva de los organismos que allí habitan con el fin de obtener la mayor representación posible de los componentes y así poder establecer con mayor precisión las especies presentes, qué función cumplen y cómo se ubican en la red trófica. De esta manera se recolectaron organismos planctónicos, macrófitas, perifiton, macroinvertebrados bentónicos y peces.

Dado que el LPM presenta zonas con características disímiles (diferencias en la cobertura vegetal, costa con mayor o menor desarrollo urbano, zonas con profundidades variables, etc.), se seleccionaron sitios de muestreo con características distintas con el objetivo de comparar la composición de la dieta de los organismos de la trama trófica entre estas zonas del lago. En estos sitios se realizaron también muestreos

en las diferentes estaciones del año con el fin de comparar estacionalmente la dieta de los taxones involucrados en la trama trófica.

2.2.2. Sitios de Muestreo y Recolección de las Muestras

Los muestreos se realizaron entre los años 2000 y 2008. Los sitios de muestreo fueron seleccionados en base a las características de ambientales de cada brazo. En la Figura 2.1 y Figura 2.2 se destacan las batimetrías de los brazos Moreno Oeste (MO) y Este (ME), respectivamente, donde se puede observar la complejidad de la cubeta del oeste y la uniformidad de la del este. Los organismos fueron colectados en los sitios y siguiendo el procedimiento que se detalla en las siguientes secciones.

Los frascos de plástico que se utilizaron para almacenar las muestras fueron previamente lavados en una solución de HNO₃ 50 % (pro-análisis) y posteriormente enjuagados con agua destilada y agua ultrapura [ASTM (American Society for Testing Materials) grado 1]. Las muestras recolectadas fueron transportadas rápidamente al laboratorio y mantenidas en la heladera hasta que fueron procesadas.

2.2.2.1. Hojas de árboles y arbustos

Se recolectaron hojas de los árboles y arbustos dominantes en los sitios de muestreo directamente de la planta e inmersas en el agua cerca de la orilla. En el caso de las hojas recolectadas directamente de la planta, se eligieron varios individuos al azar y de cada uno se cortaron a mano varias ramitas con hojas, las cuales fueron almacenadas en bolsas de plástico, separadas por especie. Las hojas depositadas dentro del agua también se recolectaron a mano y se almacenaron en bolsas de plástico todas juntas.

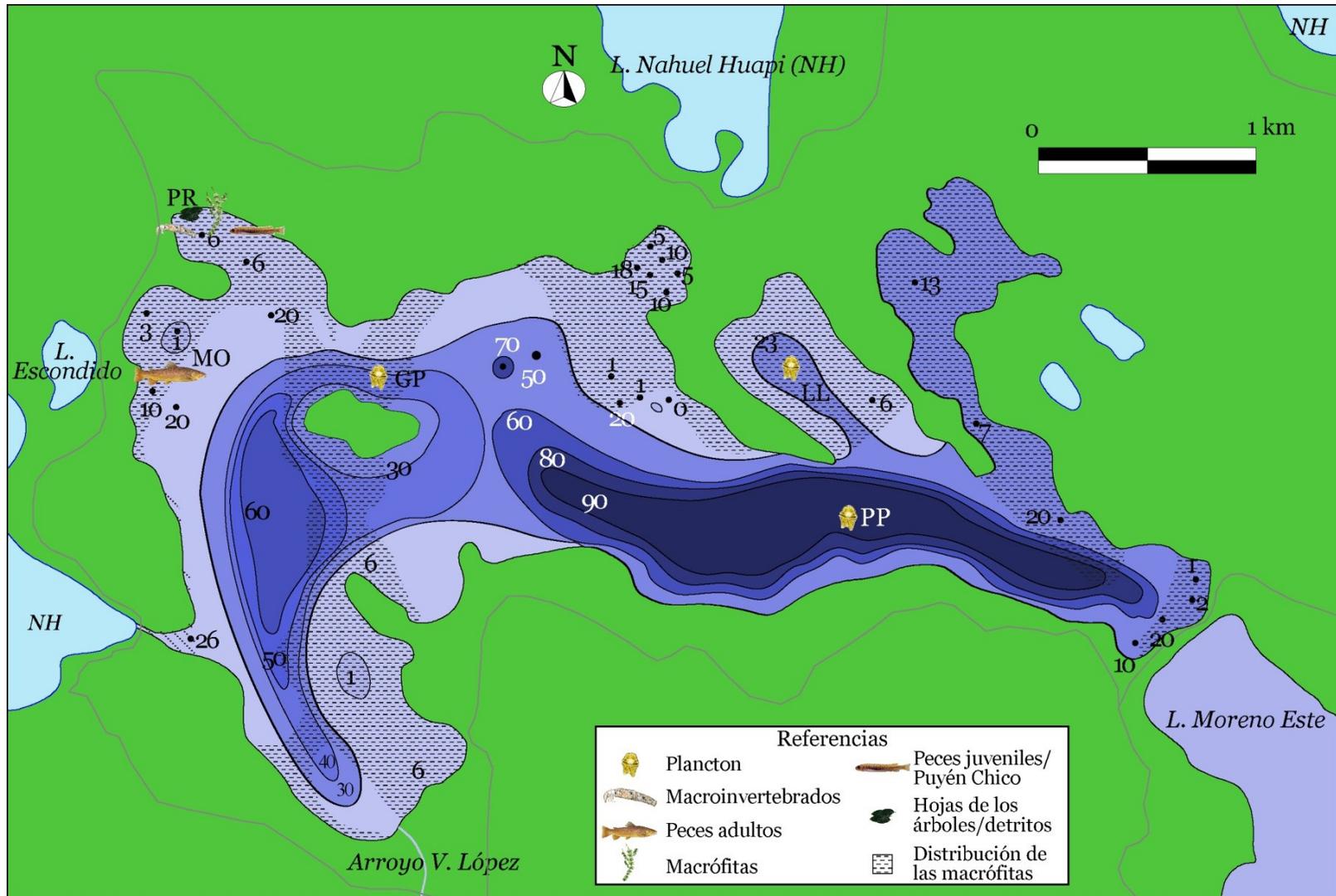


Figura 2.1: Batimetría del brazo Moreno Oeste con indicación de la localización de los puntos de muestreo y la distribución de las macrófitas. La distribución de las macrófitas fue obtenida y modificada de Vigliano *et al.* (2003); el mapa base del Lago Perito Moreno fue obtenido y modificado de Pereyra *et al.* (2005).

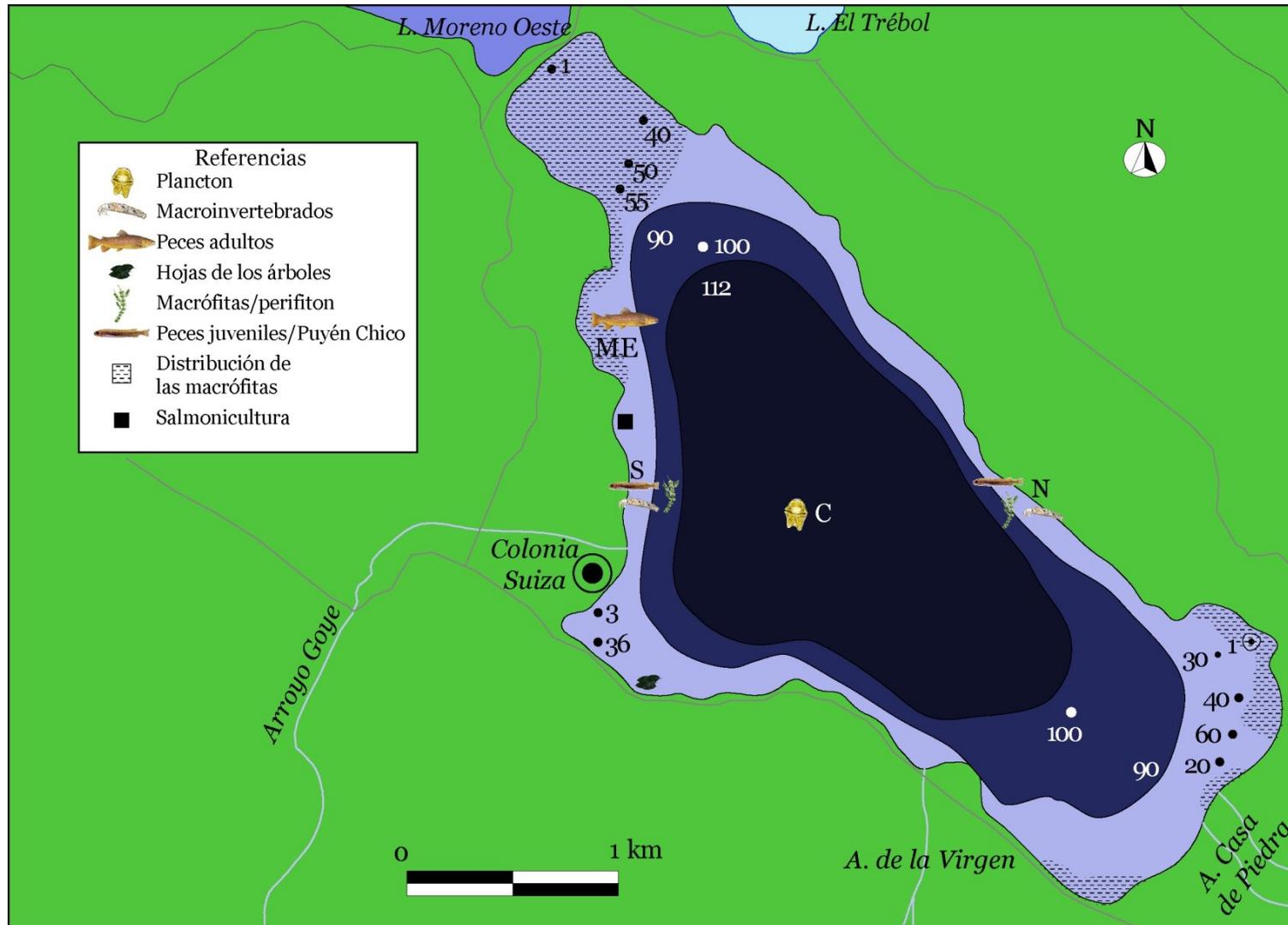


Figura 2.2: Batimetría del brazo Moreno Este con indicación de la localización de los puntos de muestreo y la distribución de las macrófitas. La distribución de las macrófitas fue obtenida y modificada de Vigliano *et al.* (2003); el mapa base del Lago Perito Moreno fue obtenido y modificado de Pereyra *et al.* (2005).

2.2.2.2. Macrófitas y perifiton

Las muestras de macrófitas palustres (*Galium* sp., *Hydrocotyle chamaemorus* y *Ranunculus* sp.), sumergidas (*Miriophyllum quitense* y *Nitella* sp.) y de perifiton se colectaron en los mismos sitios de muestreo de los macroinvertebrados bentónicos (Figura 2.1 y Figura 2.2). Las macrófitas se colectaron en forma manual desde la costa o desde el agua, cuando la profundidad lo permitió. Macrófitas enraizadas de zonas más profundas (aproximadamente 4 metros de profundidad) (e.g. *M. quitense* y *Nitella* sp.) fueron recolectadas a mano por buzos y utilizando un cilindro de PVC transparente de 6 cm de diámetro x 10 cm de largo, por buzos (Figura 2.3). En cada muestreo se recolectaron de 3 a 4 ejemplares de cada especie de macrófita.



Figura 2.3: Recolección de las macrófitas sumergidas *M. quitense* y *Nitella* sp. por buzos a aproximadamente 4 metros de profundidad.

Las muestras de perifiton se obtuvieron mediante el raspado con bisturí con hoja de titanio de la superficie de rocas sumergidas en los sitios de muestreo. Las rocas elegidas fueron de entre 20 cm y 30 cm de diámetro y se raspó toda la cara superior de las mismas.

Todas las muestras fueron enjuagadas repetidamente en el agua del lago para eliminar restos de sedimento y detritos. Las macrófitas fueron almacenadas en bolsas de plástico y las muestras de perifiton en frascos de plástico.

2.2.2.3. *Plancton*

Las muestras de plancton se colectaron en tres sitios del MO que presentan distinta profundidad máxima, Guardaparque (PR), Llao Llao (LL) y Punto Panorámico (PP) (Figura 2.1) y, dado que en el ME la forma de la cubeta es más uniforme, el punto de muestreo allí elegido fue en el centro del brazo donde la profundidad es la máxima (punto C en la Figura 2.2). Las muestras fueron tomadas desde un bote a motor utilizando redes separadas de malla de 10 μm , 53 μm y de 200 μm de poro (Figura 2.4), barriendo toda la columna de agua verticalmente desde el fondo hasta la superficie. La profundidad desde la cual se comenzó el barrido con la red fue diferente en cada sitio de muestreo, 90 m, 50 m, y 20 m en C y PP, GP y LL, respectivamente. Estas profundidades se corresponden con la máxima profundidad de cada sitio de muestreo (Figura 2.1 y Figura 2.2).

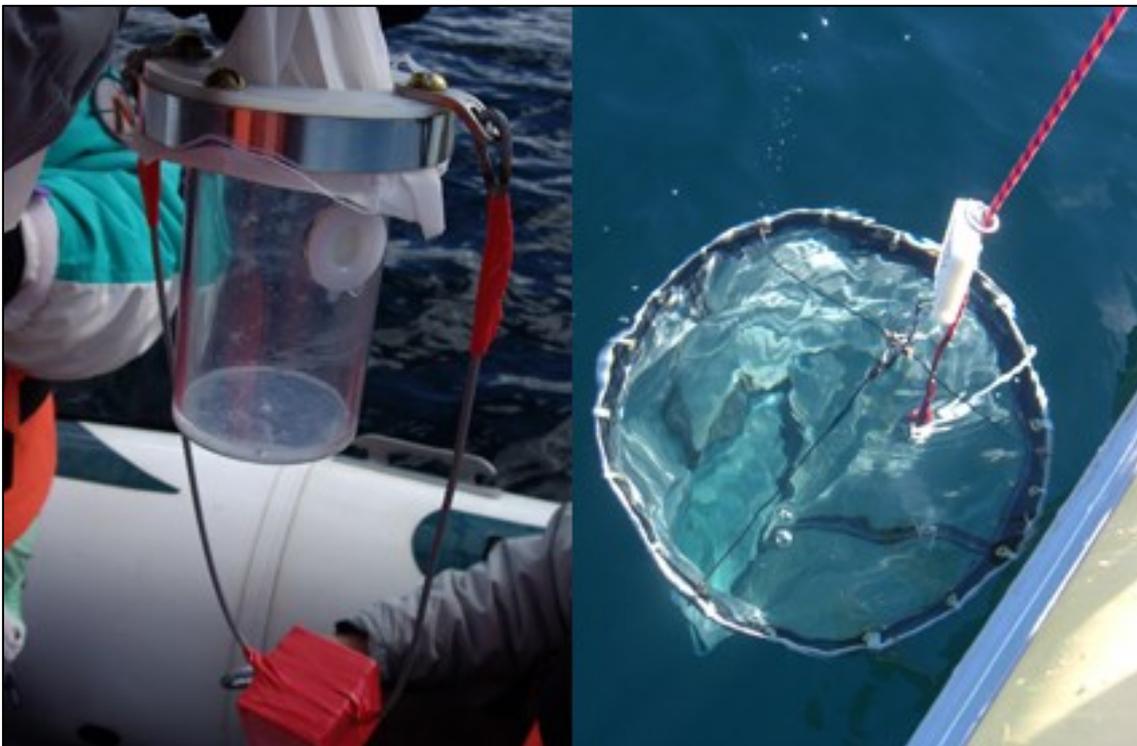


Figura 2.4: Detalle del vaso recolector de las muestras de plancton (izquierda), y red de plancton (derecha) utilizados durante el muestreo.

En muestreos posteriores, y con el objeto de evaluar posibles diferencias entre el plancton del epilimnion y del hipolimnion en los puntos donde la profundidad de cada brazo es la máxima (C y PP) se tomaron muestras barriendo desde el fondo hasta los 40 metros de profundidad aproximadamente y desde 30 metros hasta la superficie. Para cerrar la red a los 40 metros, se utilizó un mecanismo de cierre activado por un mensajero. Se realizaron tantas tiradas de la red como fuera necesario para obtener la mínima masa seca de muestra (aproximadamente 2 mg) requerida para poder realizar los análisis. Por lo general se realizaron 4 tiradas con las redes de 200 μm y 53 μm y 8 tiradas con la red de 10 μm . Todas las muestras fueron almacenadas en frascos de plástico de 2 litros de capacidad.

2.2.2.4. Macroinvertebrados bentónicos

Se recolectaron muestras de macroinvertebrados de la zona litoral en un sitio en el MO (PR en la Figura 2.1) y en dos sitios en el ME (N y S en la Figura 2.2). Debido a que en el sitio N los muestreadores fueron destruidos se decidió abandonar ese lugar y en muestreos posteriores solo se recolectaron organismos del sitio S.

Para recolectar crustáceos (*Hyaella* sp., *Samastacus spinifrons* y *Aegla* sp.) y larvas de insectos en las zonas de aguas someras se utilizó un cilindro con cebo y malla de 2,5 mm (Figura 2.5). El cilindro fue sumergido desde un bote o desde la costa entre 1 y 2 metros de profundidad. El período de muestreo usualmente fue de 4 a 6 horas, aunque en ocasiones el cilindro permaneció en el agua más de 24 horas para coleccionar la mayor cantidad de individuos posibles. En cada caso se utilizaron 2 cilindros por vez por sitio de muestreo.

Los ejemplares del bivalvo *Diplodon chilensis* fueron recolectados manualmente desde la costa (entre 0 y 2 metros de profundidad) o mediante buceos (entre 2 y 10 metros de profundidad). Larvas de insectos, (efemerópteros, coleópteros, plecópteros, odonatos y tricópteros), hirudíneos, decápodos (*Aegla* sp. y *S. spinifrons*) y gasterópodos (*Chilina* sp.) fueron además recolectados a mano de diferentes sustratos tales como piedras y troncos.



Figura 2.5: Cilindro utilizado para coleccionar macroinvertebrados bentónicos, *Galaxias maculatus* y juveniles de salmónidos.

Para obtener larvas de quironómidos (dípteros) y oligoquetos se utilizó una bomba de achique conectada a una manguera con la cual se removi6 el sedimento de la zona litoral. El sedimento obtenido por este método fue tamizado en el campo con un tamiz de 2 mm de malla primero y posteriormente utilizando uno con 125 μm de tamaño de poro. En el laboratorio el sedimento fue procesado a través de un tamiz de 600 μm y los quironómidos y los oligoquetos fueron separados manualmente.

Todas las muestras fueron almacenadas en frascos de plástico para ser transportadas al laboratorio.

2.2.2.5. Peces

Los muestreos de peces pelágicos y demersales se realizaron utilizando redes agalleras con seis tamaños de malla diferentes (15, 20, 30, 50, 60 y 70 mm) siguiendo la técnica descrita por Vigliano *et al.* (1999). Las redes fueron colocadas paralelas o perpendiculares a la costa desde los 2 hasta los 50 metros de profundidad dependiendo del sitio de muestreo (MO y ME en la Figura 2.1 y Figura 2.2, respectivamente). Las redes fueron siempre colocadas al atardecer y levantadas 12 horas más tarde. El número de redes agalleras por sitio fue de 2 a 4 dependiendo de las características del sitio de muestreo. Con este método de muestreo se capturaron adultos de Perca Criolla (*Percichthys trucha*), Trucha Marrón (*Salmo trutta*), Trucha Arco Iris (*Oncorhynchus mykiss*), Trucha de Arroyo (*Salvelinus fontinalis*), Bagre Aterciopelado (*Olivachthys viedmensis*), Puyén Grande (*Galaxias platei*) y Pejerrey Patagónico (*Odontesthes hatcheri*).

Peces bentónicos tales como juveniles de salmónidos y adultos de Puyén Chico (*Galaxias maculatus*) fueron capturados utilizando los mismos cilindros con cebo empleados para los macroinvertebrados bentónicos (Figura 2.5) y redes de arrastre (Figura 2.6). Estos muestreos se realizaron en los sitios PR (Figura 2.1) y N y S (Figura 2.2). Además, durante los muestreos de plancton se capturaron unos pocos ejemplares de Puyén Chico que quedaron atrapados accidentalmente en las redes.

Todos los peces fueron almacenados en heladeras de plástico portátiles para su traslado al laboratorio.



Figura 2.6: Redes agalleras (izquierda) y muestreo con red de arrastre (derecha).

2.2.3. Procesamiento de las Muestras

La preparación de las muestras para los análisis se realizó en condiciones de máxima limpieza y utilizando herramientas (tijeras, bisturíes, pinzas, morteros, cuchillas) de titanio o de Teflón® para evitar la contaminación de las mismas debido a que también fueron analizadas para determinar sus concentraciones de mercurio y otros elementos.

Una vez procesadas, todas las muestras fueron almacenadas en frascos de plástico, congeladas a $-40\text{ }^{\circ}\text{C}$ y secadas por liofilización en un liofilizador Snijders Scientific (Figura 2.7).



Figura 2.7: Liofilizador Snijders Scientific

El tiempo de liofilizado de cada muestra dependió del tipo de tejido y de la cantidad de agua que contenían. De esta manera, las muestras de plancton y de perifiton, las cuales tenían un volumen aproximado de 200 ml, tardaron entre 5 y 6 semanas para secarse completamente; el tejido muscular se secó en 1 a 2 semanas dependiendo de la cantidad de tejido; las macrófitas, hojas de árboles, detritos y macroinvertebrados de tamaño pequeño tardaron 1 semana en secarse. Una vez secas, las muestras fueron desmenuzadas y homogeneizadas con morteros de Teflón o con una procesadora con cuchilla de titanio hasta obtener un polvo lo más fino posible. Alícuotas de la muestra (aproximadamente 0,500 mg y 1,50 mg para las muestras de origen animal y vegetal, respectivamente) fueron envasadas en capsulitas de estaño (Figura 2.8) para Análisis de Isótopos Estables (AIE).



Figura 2.8: Cápsulas de estaño preparadas para AIE.

2.2.3.1. *Macrófitas y perifiton*

En el laboratorio las hojas y tallos de las macrófitas fueron separados de las raíces, lavadas con abundante agua destilada y ultrapura y cortados en trozos pequeños (de aproximadamente 5 mm) utilizando tijeras de titanio.

El perifiton también fue lavado con abundante agua ultrapura para remover exceso de sedimentos y detritos. Luego se lo dejó decantar unas horas y el sobrenadante fue filtrado utilizando una malla de 200 μm Con una pinza de titanio de punta fina se removieron todas las impurezas posibles de la muestra (piedritas, hojitas, palitos, etc.).

2.2.3.2. *Plancton*

La fracción recolectada con la red de 200 μm fue concentrada en el campo a un volumen menor a 250 ml utilizando un filtro de 200 μm , obteniéndose así una fracción de plancton con un tamaño mayor a 200 μm (fracción 3, F3). La fracción obtenida con la red de malla de 53 μm fue filtrada también en el campo con un filtro de 200 μm para obtener una fracción entre 53 μm y 200 μm (fracción 2, F2) y por último, la fracción obtenida de la red de 10 μm fue filtrada en campo con filtros de 200 μm y 53 μm para obtener la fracción (10 - 53) μm (fracción 1, F1). En el laboratorio, la F2 fue concentrada a un volumen menor a 250 ml utilizando un filtro de 53 μm y la F1 fue concentrada utilizando una bomba de vacío y filtros de 4 μm hasta obtener un volumen menor de 250 ml Además, de cada muestra obtenida se tomó una alícuota que fue fijada en formol 4 % o alcohol etílico 75 % para la posterior identificación de las especies presentes.

De una muestra de 200 μm se realizó una separación por especies recogiendo los individuos uno a uno con una pipeta bajo microscopio estereoscópico. De este procedimiento se obtuvieron muestras de *Boeckella gracilipes*, *Ceriodaphnia dubia* y copépodos ciclopoideos.

De la zona litoral del MO se obtuvieron ejemplares de cladóceros de la familia Macrothricidae utilizando una bomba de achique, filtrando el agua recolectada y luego separando manualmente con una pipeta bajo microscopio estereoscópico los ejemplares presentes.

2.2.3.3. Macroinvertebrados bentónicos

Los organismos recolectados fueron separados por taxa y agrupados por tamaño cuando el número de individuos lo permitió. No se analizaron los organismos individualmente debido a su pequeño tamaño y escasa masa y por lo tanto se realizaron homogenatos formados por un número variable de individuos correspondientes al mismo taxón.

En el caso de los gasterópodos, bivalvos y crustáceos decápodos (*S. spinifrons* y *Aegla* sp.), las conchas y exoesqueletos no fueron analizados debido a que son un precipitado basado en carbono que reflejan la señal isotópica del carbono inorgánico disuelto (CID) y no de la dieta del organismo (McConnaughey *et al.* 1997). Por lo tanto, en estos casos se extrajo solamente el tejido muscular. Asimismo, las larvas de tricópteros fueron extraídas de sus habitáculos para ser analizadas. El resto de los macroinvertebrados muestreados fueron procesados enteros.

2.2.3.4. Peces

Los peces capturados fueron medidos (largo total, precisión 1 cm), pesados con (precisión 1 g) y la edad fue determinada mediante lectura de las escamas (Wotton 1998) cuando fue posible. Los ejemplares fueron clasificados por especie con la ayuda de las claves de Ringuelet & Aramburu (1967), refrigerados inmediatamente y llevados al laboratorio donde permanecieron congelados a -40 °C hasta su procesamiento.

En el laboratorio los peces fueron descongelados y se les removió una porción de tejido muscular sin piel de la zona dorsal de aproximadamente 200 gramos cuando el tamaño del pez lo permitió. En el caso de peces de menor tamaño o juveniles de salmónidos, se utilizó todo el tejido muscular del individuo.

En el caso del Puyén Chico, los ejemplares fueron procesados enteros durante los primeros muestreos y los obtenidos en el muestreo del verano de 2008 fueron analizados sin cabeza ni tubo digestivo. Los ejemplares de Puyén Chico procesados y analizados enteros son considerados ítems alimenticios de los peces piscívoros y por eso fueron procesados de esa manera. Posteriormente se decidió la remoción de la mayor cantidad de tejido que no sea el muscular y los contenidos estomacales, dado que éstos últimos en particular podían interferir en las señales isotópicas de esta especie al

compararla con respecto a su dieta. Este tratamiento también fue utilizado en los juveniles de Pejerrey Patagónico y de Perca Criolla obtenidos en ese mismo muestreo. No se observaron diferencias significativas entre los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de los ejemplares de Puyén Chico capturados en el MO procesados enteros y procesados sin cabeza ni tubo digestivo (Test- t $p = 0,95$). Sin embargo, en los ejemplares de Puyén Chico capturados en el ME los valores de $\delta^{15}\text{N}$ fueron significativamente mayores en los ejemplares analizados enteros (Test- t $p < 0,0001$). Por el contrario, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ fueron similares entre los dos grupos del ME (Test- t $p = 0,30$) y significativamente menores en los puyenes enteros (Test- t $p < 0,01$) del MO. A causa de estos resultados los datos no fueron agrupados para su posterior análisis.

Algunos peces adultos fueron analizados individualmente y otros fueron agrupados por tamaño y analizados en homogenatos de diferente número de individuos. Los ejemplares de Puyén Chico fueron analizados en grupos de 30 individuos cuando el número lo permitió. Para esta especie, los agrupamientos se realizaron por largo total cada 1 centímetro obteniéndose así 6 grupos (G0: > 3 mm; G1: (30 - 40) mm; G2: (40 - 50) mm; G3: (50 - 60) mm; G4: (60 - 70) mmy G5: >70 mm). Solo en el caso de los ejemplares sin cabeza ni tubo digestivo el largo total y el peso fueron registrados para cada individuo.

2.2.4. Análisis de las Muestras

2.2.4.1. Análisis de isótopos estables (AIE)

El AIE se realizó en el Queen's Facility for Isotope Research (QFIR) perteneciente a la Universidad de Queen's de la ciudad de Kingston, Ontario, Canadá. Se utilizó un *Thermo Finnigan DELTAplusXP Stable Isotope Ratio Mass Spectrometer* (Espectrómetro de Masas de Relaciones Isotópicas) (Figura 2.9).

Los valores resultantes del AIE se reportan como desviaciones isotópicas δX en partes por mil (‰) respecto a los estándares o patrones (Craig 1953):

$$\delta X = [(R_{\text{muestra}}/R_{\text{estándar}})] \times 1000 \quad (2.1)$$

donde X representa al isótopo más pesado (^{13}C , ^{15}N , etc.) y R es la razón correspondiente a $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ($\delta^{13}\text{C}$) o $^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$ ($\delta^{15}\text{N}$). Los valores de δ son medidas de las cantidades de isótopos pesados y livianos en una muestra.



Figura 2.9: Espectrómetro de masas de relaciones isotópicas. Fotografía izquierda: cámara de ionización; fotografía derecha: sistema de entrada de muestras.

Para comparar con precisión valores isotópicos de diferentes estudios, se utilizan varios patrones internacionales para cada isótopo. El más utilizado al medir el $\delta^{13}\text{C}$ es el Viena PDB (VPDB)), el cual tiene un valor de 1,95 ‰ fijado a partir de la calcita NBS-19 por el Organismo Nacional de Energía Atómica (OIEA, Viena, Austria) (Coplen 1996) y el patrón del $\delta^{15}\text{N}$ es el nitrógeno del aire, muy abundante y de composición homogénea (Jardine *et al.* 2003).

Los patrones internacionales definen convencionalmente el valor $\delta = 0$ frente al cual se comparan el resto de las relaciones isotópicas. Cuando un material tiene un valor de δ positivo es debido a que está “enriquecido” en el isótopo pesado respecto al patrón internacional. De la misma manera, si el valor es negativo, está “empobrecido” y su composición es más ligera que la del patrón (Peterson & Fry 1987).

Para controlar la calidad analítica de los resultados obtenidos, se analizaron varios patrones, tanto internos del laboratorio como Material de Referencia Certificado (Certified Reference Material o CRM), y duplicados de algunas muestras. En cada sesión de análisis de las muestras la sucesión de patrones, duplicados y muestras fue la siguiente:

- 2 muestras del patrón Sulfanilamida, grafito (NBS-21) o sulfato de amonio (CMR-8548), y 1 muestra de sangre de pollo y 1 muestra de UC1 (Ultra Carbon Rod).
- 10 muestras + 1 muestra duplicada.
- 1 muestra de tejido muscular de Salmón Atlántico (*Salmo salar*) o de Tilapia (*Oreochromis* sp.).
- Se repiten los dos últimos puntos hasta terminar con las muestras.

La media de los desvíos estándar entre los duplicados fue de 0,3 ‰ para $\delta^{15}\text{N}$ y de 0,1 ‰ para $\delta^{13}\text{C}$. Los desvíos estándar para los patrones fueron: NBS-21 \pm 0,2 ‰; CRM-8548 \pm 0,2 ‰; UC1 \pm 0,1 ‰; Sulfanilamida \pm 0,4 ‰ para N y \pm 0,2 ‰ para C; Salmón Atlántico (SD $\delta^{15}\text{N}$ = 0,1 ‰, SD $\delta^{13}\text{C}$ = 0,4 ‰); Tilapia (SD $\delta^{15}\text{N}$ = 0,1 ‰, SD $\delta^{13}\text{C}$ = 0,1 ‰) and sangre de pollo (SD $\delta^{15}\text{N}$ = 0,2 ‰, SD $\delta^{13}\text{C}$ = 0,1 ‰) (Tablas Anexo I y Anexo II).

2.2.5. Modelos de Mezcla

Se utilizó el modelo de mezcla Bayesiano SIAR v4.0 (Stable Isotope Analysis in R) (Parnell *et al.* 2010) para evaluar las contribuciones relativas de las diferentes fuentes de alimento a la dieta de los peces del LPM. Las especies de peces elegidas para este análisis fueron las más abundantes en los muestreos: Trucha Arco Iris, Trucha de Arroyo y Perca Criolla. No se utilizó el modelo para evaluar las contribuciones de las fuentes a la dieta de los macroinvertebrados o el plancton dado que en el primer caso no se cuenta con información detallada de la dieta de cada especie, o en el segundo caso no se obtuvieron las muestras de todas las fuentes de alimento.

Este modelo fue elegido debido a presenta algunas ventajas con respecto a otros modelos de mezcla tales como la posibilidad de incluir múltiples fuentes dietarias, concentraciones elementales (%C y %N) y valores de fraccionamiento isotópico junto con la incertidumbre de estos valores en el modelo (Inger *et al.* 2010). Esto implica que los modelos de mezcla Bayesianos son más robustos en cuanto a los resultados obtenidos en comparación a otros modelos. Esto se debe a que las contribuciones relativas de cada fuente de alimento a la dieta del consumidor estudiado, son generadas por el modelo como distribuciones de probabilidad (Moore & Semmens 2008; Parnell *et al.* 2010). Pese a que cuenta con estas ventajas, cuando se utiliza el modelo SIAR hay que

considerar varios detalles para la correcta interpretación de los resultados (Parnell *et al.* 2010):

- ✓ SIAR produce estimaciones precisas, pero el modelo subyacente puede permanecer indeterminado y por lo tanto el resultado representa soluciones probables.
- ✓ SIAR asume que la variabilidad asociada con las fuentes y la incertidumbre asociada a los factores de enriquecimiento isotópico está normalmente distribuida. Si se sospecha que las distribuciones se alejan de esta suposición, es posible cambiar la función de probabilidad en el modelo.
- ✓ SIAR asume que todos los isótopos son asimilados de la misma manera en el cuerpo de los consumidores.
- ✓ SIAR tratará de ajustar a un modelo, aunque las fuentes se ubiquen fuera del polígono de mezcla isotópica.

El modelo fue corrido utilizando el software R v2.13.1 para Windows (R Development Core Team 2011) y para ello se construyó una matriz por consumidor con los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de cada uno de ellos; una matriz con las medias y los desvíos estándar de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ y de las concentraciones elementales (%C y %N) de cada fuente de alimento elegida, y otra con las medias y los desvíos estándar de los Factores de Fraccionamiento Isotópico (FFI) del nitrógeno ($\Delta\delta^{15}\text{N}$) y del carbono ($\Delta\delta^{13}\text{C}$) entre los consumidores y sus fuentes, los cuales fueron calculados utilizando las ecuaciones propuestas por Caut *et al.* (2009) para músculo de peces (Tabla 2.1):

$$\Delta\delta^{13}\text{C} = -0,248 \cdot (\delta^{13}\text{C}) - 3,4770 \quad (2.2)$$

$$\Delta\delta^{15}\text{N} = -0,281 \cdot (\delta^{15}\text{N}) + 5,879 \quad (2.3)$$

CONSUMIDOR	n	$\Delta\delta^{15}\text{N}$ (‰)		$\Delta\delta^{13}\text{C}$ (‰)	
		RANGO	MEDIA \pm DS	RANGO	MEDIA \pm DS
Trucha de Arroyo	13	2,3 – 3,1	2,6 \pm 0,3	1,9 – 3,8	2,8 \pm 0,6
Trucha Arco Iris	14	2,3 – 3,1	2,7 \pm 0,2	1,6 – 2,9	2,3 \pm 0,4
Perca Criolla	34	2,3 – 3,5	3,0 \pm 0,3	0,8 – 3,5	2,2 \pm 0,7

Tabla 2.1: Rango, media y desvíos estándar (DS) de los Factores de Fraccionamiento Isotópico ($\Delta\delta^{15}\text{N}$ y $\Delta\delta^{13}\text{C}$) calculados a partir de las ecuaciones (2.2 y 2.3) para las especies de peces del Lago Perito Moreno. (n) corresponde al número de muestras.

El modelado se realizó para cada consumidor por separado y las fuentes de alimento fueron elegidas para cada especie basándose en análisis de contenidos estomacales publicados para el LPM (Figura 2.10).

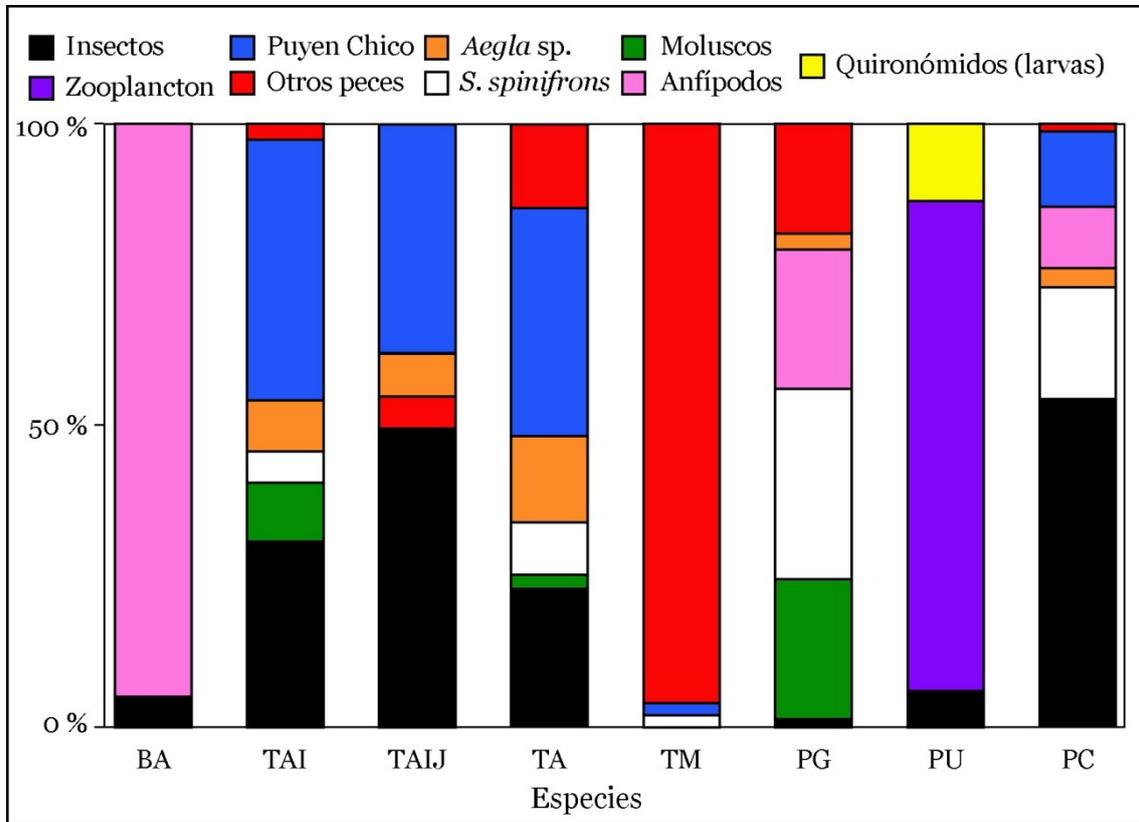


Figura 2.10: Abundancia relativa de los principales ítems en la dieta de los peces del Lago Perito Moreno provenientes de análisis de contenidos estomacales. Los códigos de las especies corresponden a: BA-Bagre Aterciopelado, TAI-Trucha Arco iris, TAIJ-Trucha Arco Iris juvenil, TA-Trucha de Arroyo, TM-Trucha Marrón, PG-Puyén Grande, PU-Puyén Chico, PC-Perca Criolla. Datos obtenidos de Reissig (2005) para el Puyén Chico; Bubach (2010) para el Bagre Aterciopelado y la Trucha Marrón y Juncos *et al.* (2011) para las demás especies. La correspondencia de cada color con el ítem alimentario está referenciada en la figura.

En base a los datos publicados y a los ítems muestreados, las fuentes de alimentos utilizadas en el modelo para cada consumidor fueron:

- ✓ Trucha Arco Iris: Puyén Chico (los analizados enteros), *S. spinifrons*, las larvas de insectos agrupadas (los autores no discriminaron entre los diferentes órdenes en los análisis), *Aegla sp.* y *Chilina sp.* (Macchi *et al.* 2007; Vigliano *et al.* 2009; Bubach 2010; Juncos *et al.* 2011).
- ✓ Trucha de Arroyo: Puyén Chico, peces juveniles (Trucha de Arroyo, Pejerrey Patagónico, Perca Criolla y Trucha Arco Iris), *S. spinifrons*, larvas de insectos y

Aegla sp. (Macchi *et al.* 2007; Bubach 2010; Vigliano *et al.* 2009; Juncos *et al.* 2011).

- ✓ Perca Criolla: Puyén Chico, *S. spinifrons*, *Aegla* sp., *Hyalella* sp. y larvas de insectos (Macchi *et al.* 2007; Vigliano *et al.* 2009; Bubach 2010; Juncos *et al.* 2011).

El número de iteraciones utilizado en el modelo fue de 500.000 y las primeras 50.000 iteraciones fueron descartadas.

2.2.6. Estimación de la Posición Trófica

El modelo elegido para estimar la PTR de los consumidores del LPM es el sugerido por Post (2002). Este modelo tiene en cuenta la variación temporal en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de los productores primarios y la energía detrítica y la heterogeneidad espacial en los valores de base de $\delta^{15}\text{N}$ dado que los consumidores, especialmente los peces, pueden adquirir el nitrógeno de fuentes diferentes (litoral y pelágica). Por el contrario, otros modelos más simples para estimar la PTR, como el utilizado por Vander Zanden *et al.* (1997) y otros autores, no tienen en cuenta estas variaciones en la base de la trama trófica. El modelo utilizado por Post (2002) asume que el fraccionamiento trófico del carbono es de 0 ‰ y que el carbono y el nitrógeno se mueven a través de la trama trófica con una estequiometría similar. Hay varios modelos que se pueden aplicar para estimar la PTR de los consumidores (Vander Zanden *et al.* 1997; Anderson & Cabana 2007), pero el sugerido por Post (2002) es el que fue utilizado en este trabajo.

La PTR fue estimada en peces y macroinvertebrados de ambos brazos del LPM y se utilizaron dos consumidores primarios, el gasterópodo raspador *Chilina* sp. y el bivalvo filtrador *D. chilensis* como integradores de la base litoral y pelágica de la trama trófica, respectivamente.

Para una trama trófica con dos fuentes de C, la posición trófica puede ser calculada utilizando la siguiente ecuación (Post 2002):

$$PTR = \lambda + (\delta^{15}\text{N}_c - [\delta^{15}\text{N}_{base1} \cdot \alpha + \delta^{15}\text{N}_{base2} \cdot (1 - \alpha)]) / \Delta_n \quad (2.4)$$

donde λ es la posición trófica del organismo utilizado para estimar el $\delta^{15}\text{N}_{base}$, en este caso $\lambda = 2$ porque *D. chilensis* (base 1) y *Chilina* sp. (base 2) son consumidores

primarios; Δ_n es el enriquecimiento en $\delta^{15}\text{N}$ por nivel trófico; $\delta^{15}\text{N}_c$ es la señal de nitrógeno del consumidor en evaluación; α es la proporción de nitrógeno en el consumidor derivada de la base de la base de la cadena trófica pelágica y que puede ser estimada de la siguiente manera:

$$\alpha = (\delta^{13}\text{C}_c - \delta^{13}\text{C}_{base2}) / (\delta^{13}\text{C}_{base1} - \delta^{13}\text{C}_{base2}) \quad (2.5)$$

Los valores de Δ_n utilizados para calcular la posición trófica en los peces fueron los calculados en la sección 2.2.5 (Ecuación 2.3) para los modelos de mezcla utilizando la ecuación propuesta por Caut *et al.* (2009) (Tabla 2.1). El enriquecimiento trófico de los macroinvertebrados utilizado para calcular la posición trófica fue de 3,4 ‰, de acuerdo a varios autores que utilizaron este valor en situaciones similares (Vander Zanden *et al.* 1999; Post 2002; Anderson & Cabana 2007).

2.2.7. Análisis estadísticos

Los análisis estadísticos se realizaron utilizando los programas estadísticos XLSTAT v7.5 para Microsoft Office 2010 y StatSoft Statistica v8.0.

Las pruebas estadísticas realizadas sobre los datos obtenidos del análisis de las muestras son las siguientes:

- Test de Shapiro-Wilk para contrastar la Normalidad de la distribución de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en los taxones obtenidos (nivel de significación $\alpha = 0,05$; Tabla Anexo III.1).
- Análisis de la varianza (ANOVA) seguida de una prueba de Tukey HSD (nivel de significación $\alpha = 0,05$):
 - ✓ Para estimar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ entre las distintas comunidades del LPM (Tabla Anexo III.2).
 - ✓ Para evaluar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ entre las distintas especies de peces del LPM (Tabla Anexo III.3).
 - ✓ Para estimar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ entre los distintos grupos de macroinvertebrados del LPM (Tabla Anexo III.4).

-
- ✓ Para evaluar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ entre las diferentes fracciones del plancton en el LPM (Tabla Anexo III.5) y entre los sitios de muestreo en el MO (Tabla Anexo III.6).
 - ✓ Para estimar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ entre las distintas especies de macrófitas, el perifiton, los detritos y las hojas de árboles y arbustos del LPM (Tabla Anexo III.7).
 - ✓ Para evaluar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ entre las macrófitas sumergidas y las palustres, el perifiton, los detritos y las hojas de árboles y arbustos del LPM (Tabla Anexo III.8).
 - ✓ Para estimar las diferencias en los valores de la posición trófica estimada entre las distintas especies de peces del LPM (Tabla Anexo III.9).
 - ✓ Para evaluar las diferencias en los valores de la posición trófica estimada entre los distintos grupos de macroinvertebrados del LPM (Tabla Anexo III.10).
- Test-*t* de diferencia de medias (nivel de significación $\alpha = 0,05$):
- ✓ Para estimar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ entre ejemplares de Puyén Chicos analizados enteros y sin cabeza ni tubo digestivo (Tabla Anexo III.11).
 - ✓ Para evaluar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las fracciones del plancton tomadas a diferentes profundidades (Tabla Anexo III.12).
- Coeficiente de correlación de Pearson (*r*) para estimar la relación lineal entre (nivel de significación $\alpha = 0,05$):
- ✓ Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ y las tallas de los ejemplares de las siguientes especies capturadas en el LPM: Trucha Arco Iris, Trucha de Arroyo, Puyén Chico, Perca Criolla, Bagre Aterciopelado, *S. spinifrons* y *D. chilensis* (Tabla Anexo III.13).

2.3. RESULTADOS

2.3.1. Resultados de los Muestreos

En esta tesis, se referirá a los productores primarios como el grupo integrado por el perifiton y las macrófitas. Si bien la fracción más pequeña del plancton (F1) incluye organismos fotosintetizadores que la incluirían dentro de los productores primarios, se decidió agruparla dentro de la comunidad del plancton junto con las otras fracciones.

Con respecto a las hojas de los árboles, solo el Arrayán (*Luma apiculata*) y el Coihue (*Austrocedrus chilensis*) fueron muestreados en ambos brazos. Del bosque circundante al MO se obtuvieron además hojas de la Caña Colihue (*Chusquea culeou*) y de Patagua (*Crinodendron patagua*), y del ME se muestrearon hojas de Radal (*Lomatia hirsuta*), de Ciprés de la Cordillera (*Austrocedrus chilensis*) y de Laura (*Schinus patagonicus*). En el ME no se recolectaron hojas de adentro del agua dado que en los puntos de muestreo la vegetación circundante no llegaba hasta la línea de mojado, lo que sí ocurrió en el MO.

En cuanto a los productores primarios, hojas de los árboles y detritos, la información sobre la cantidad de muestras colectadas en cada brazo por estación del año, está resumida en la Tabla 2.2.

ORGANISMOS	BRAZO	<i>n</i>	ESTACIÓN
Perifiton	ME	2	Verano
		2	Primavera
		1	Invierno
	MO	1	Verano
		2	Primavera
<i>Nitella</i> sp.	MO	4	Otoño
<i>Schoenoplectus californicus</i> (Junco)	MO	1	Verano
<i>Ranunculus</i> sp.	MO	1	Verano
<i>Myriophyllum quitense</i> (Cola de zorro)	ME	2	Verano
		1	Invierno
	MO	1	Verano
		4	Otoño
		1	Invierno
		3	Primavera
Hojas	ME	5	Verano
	MO	4	Verano
Detritos	MO	4	Verano
<i>Galium</i> sp.	ME	1	Verano
		1	Primavera
	MO	1	Primavera

<i>Hydrocotyle chamaemorus</i> (Malva del monte)	ME	2	Verano
		1	Otoño
		1	Primavera
		2	Invierno
	MO	1	Verano
		1	Otoño
		3	Primavera
		1	invierno

Tabla 2.2: Número de muestras colectadas (n) estacionalmente de perifiton, macrófitas, hojas recolectadas de los árboles y detritos del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO).

Se obtuvieron todas las fracciones de plancton en todos los sitios de muestreo y en todas las estaciones del año, según se detalla en la Tabla 2.3.

FRACCIÓN	BRAZO	SITIO DE MUESTREO	n	ESTACIÓN		
F1	ME	C	1	Verano		
			3	Otoño		
			2	Invierno		
			1	Primavera		
	MO	PR		1	Verano	
				1	Otoño	
				1	Invierno	
				1	Primavera	
		LL			1	Verano
					1	Otoño
					1	Invierno
					1	Verano
					2	Otoño
					1	Invierno
PP			1	Verano		
			2	Otoño		
			1	Invierno		
			1	Primavera		
			3	Verano		
			7	Otoño		
F2	ME	C	4	Invierno		
			3	Primavera		
			1	Verano		
			1	Otoño		
	MO	PR		1	Invierno	
				1	Primavera	
				1	Verano	
				1	Otoño	
		LL			1	Invierno
					1	Primavera
					1	Verano
					1	Otoño
					3	Verano
					7	Otoño
PP			5	Invierno		
			3	Primavera		
			5	Verano		
			7	Otoño		
			5	Invierno		
			3	Primavera		
F3	ME	C	5	Verano		
			7	Otoño		
			5	Invierno		
			5	Primavera		
	MO	PR		1	Verano	
				1	Otoño	
				1	Invierno	
				1	Primavera	

			1	Invierno
			3	Primavera
			1	Verano
		LL	1	Otoño
			1	Invierno
			2	Primavera
			4	Verano
		PP	7	Otoño
			5	Invierno
			3	Primavera

Tabla 2.3: Número de muestras de plancton obtenidas (n) estacionalmente en cada sitio de muestreo en el Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). Los sitios de muestreo corresponden a los detallados en las Figura 2.1 y Figura 2.2.

Todos los grupos de macroinvertebrados bentónicos estuvieron presentes en ambos brazos del LPM, con la excepción de los quironómidos y oligoquetos que no se obtuvieron en el ME debido a que la técnica de muestreo con la cual fueron obtenidos en el MO no fue allí utilizada (Tabla 2.4).

ORGANISMOS	BRAZO	n	Nº DE EJEMPLARES COLECTADOS	ESTACIÓN
<i>Chilina</i> sp. (Caracol de agua dulce)	ME	2	n/d	otoño
	MO	6	> 53	Verano
		1	n/d	Otoño
<i>Diplodon chilensis</i> (Almeja de agua dulce)	ME	1	15	verano
	MO	19	99	Verano
		8	27	Otoño
<i>Oligochaeta</i>	MO	2	n/d	Verano
Hirudinea (Sanguijuela)	ME	1	n/d	Verano
		1	n/d	Otoño
	MO	1	n/d	Verano
		2	n/d	primavera
<i>Aegla</i> sp. (Cangrejo de agua dulce, Pancora)	ME	3	n/d	Verano
		1	n/d	Otoño
		1	n/d	Invierno
	MO	2	8	Verano
<i>Samastacus spinifrons</i> (Camarón de río)	ME	1	n/d	Verano
		2	n/d	Otoño
		1	n/d	Invierno
	MO	12	> 46	Verano
		1	n/d	Otoño
		2	n/d	primavera
<i>Hyaella</i> sp. (Camaroncito de agua dulce)	ME	2	n/d	Verano
		1	n/d	Invierno
		2	n/d	Primavera
	MO	1	n/d	Verano
		1	n/d	Invierno
		2	n/d	Primavera
Larvas de Ephemeroptera (Efímeras)	ME	1	n/d	Verano
	MO	1	n/d	Verano

		1	n/d	Invierno
		2	n/d	Primavera
Larva de Odonata, Anisóptera (Libélulas)	ME	1	n/d	Primavera
	MO	2	n/d	Verano
		1	n/d	Otoño
		2	n/d	Primavera
Larva de Plecoptera (Moscas de la piedra)	ME	1	n/d	Verano
		3	n/d	Primavera
	MO	2	n/d	Primavera
Larva de Trichoptera (Tricos, cadis)	ME	4	n/d	Primavera
		4	n/d	Invierno
	MO	1	n/d	Invierno
		8	n/d	Primavera
Larvas de Chironomidae	MO	6	n/d	Verano

Tabla 2.4: Número de muestras obtenidas (n) y número total de ejemplares colectados estacionalmente en el Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO) en macroinvertebrados bénticos. (n/d)-no determinado

Se obtuvieron especímenes de todas las especies de peces presentes en el LPM, sin embargo, hubo algunas diferencias entre los brazos. Ejemplares de Trucha Marrón y juveniles de Trucha Arco Iris sólo fueron capturados en el MO, en tanto que ejemplares de Pejerrey Patagónico y de Bagre Aterciopelado solo se obtuvieron en el ME. La Trucha Marrón, el Pejerrey Patagónico y el Puyén Grande fueron las especies menos abundantes en las capturas, en tanto que el Puyén Chico y la Perca Criolla, fueron las más abundantes (Tabla 2.5).

ESPECIE	BRAZO	RANGO DEL LARGO TOTAL (mm)	RANGO DEL PESO (g)	n	Nº DE EJEMPLARES COLECTADOS	ESTACIÓN
Bagre Aterciopelado	ME	179 - 260	56 - 310	7	7	Verano
Trucha Arco Iris	ME	374 - 405	579 - 690	2	6	Verano
		355 - 487	548 - 1289	5	43	Invierno
	MO	432 - 465	1195 - 1440	2	2	Verano
		378 - 453	585 - 1265	5	16	Invierno
Trucha Arco Iris (juvenil)	MO	89 - 156	6 - 36	4	4	Verano
		131 - 182	24 - 124	5	5	Primavera
Trucha de Arroyo	ME	263 - 375	380 - 673	2	4	Verano
		360 - 445	620 - 1080	5	10	Inverno
	MO	240	235	1	1	Verano
		330 - 540	410 - 1815	5	6	Invierno
Trucha de Arroyo juvenil	ME	135	21	1	1	Otoño
		170 - 225	45 - 109	2	2	Primavera
	MO	115	15	1	2	Otoño
		110	13	1	1	Invierno
Trucha Marrón	MO	575	2160	1	1	Verano
Puyén Chico (larvas) ^{1,2}	MO	25	0,02	1	1	Otoño
Puyén Chico (juveniles y adultos) ^{1,2}	ME	< 30 - 40	n/d	2	4	Otoño
		30 - 40	0,1653	1	1	Primavera
	MO	< 30	n/d	1	3	Invierno
Puyén Chico	ME	30 - > 70	n/d	4	-	Verano

(juveniles y adultos) ^{1,3}		40 - > 70	n/d	5	52	Otoño
		50 - 70	n/d	2	10	Invierno
		30 - 60	n/d	2	-	Primavera
	MO	60 - 70	n/d	1	-	Verano
		30 - 70	n/d	4	40	Otoño
		30 - 70	n/d	5	38	Invierno
		30 - 70	n/d	16	387	Primavera
Puyén Chico (juveniles y adultos) ^{3,4}	ME	30,2 - 79,1	0,1 - 2,8	9	83	Verano
	MO	32,3 - 60,3	0,1 - 1,1	12	104	Verano
Puyén Grande	ME	347	333	1	1	Verano
	MO	360	410	1	1	Verano
Pejerrey Patagónico	ME	261	181	1	4	Verano
Pejerrey Patagónico (juvenil)	ME	44 - 56	0,4 - 0,8	2	7	Verano
	MO	40 - 69	0,4 - 1,7	2	7	Verano
Perca Criolla	ME	314 - 435	390 - 1150	10	21	Verano
		334 - 453	675 - 1160	6	32	Invierno
	MO	341 - 453	586 - 1020	11	21	Verano
		362 - 419	555 - 1254	5	42	Invierno
Perca Criolla (juvenil)	MO	20	0,07	1	2	Verano

Tabla 2.5: Rangos del largo total y del peso, número de ejemplares colectados y número de muestras (*n*) estacionalmente en peces del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). (n/d)-no determinado. ¹Ejemplar entero, ²Pelágico, ³Litoral, ⁴Ejemplar sin cabeza ni tubo digestivo.

Todas las muestras obtenidas en el LPM y sus valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ están detalladas en la Tabla Anexo IV.

2.3.2. $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en las Comunidades del Lago Perito Moreno

En el LPM los peces presentaron el nivel trófico más alto de la trama trófica evidenciado por los valores más elevados de $\delta^{15}\text{N}$ con respecto a las demás comunidades (Tukey $p < 0,0001$). Los macroinvertebrados béntico-litorales presentaron valores de $\delta^{15}\text{N}$ similares a los del plancton muestreado en la zona pelágica del lago (Tukey $p > 0,05$), pero menores que los de los peces y mayores que los de los productores primarios (Tukey $p < 0,0001$). Los productores primarios presentaron los menores valores de $\delta^{15}\text{N}$ (Tukey $p < 0,0001$) de la trama trófica (Figura 2.11, Tabla 2.6).

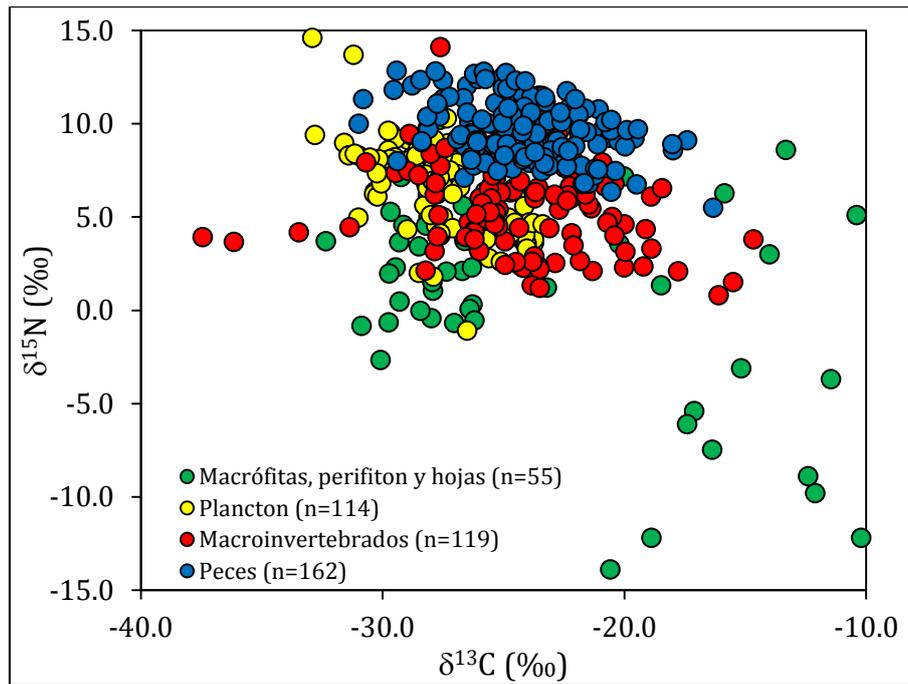


Figura 2.11: Valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las diferentes comunidades de organismos del Lago Perito Moreno. La correspondencia entre color y comunidad está referenciada en la figura. (n) corresponde al número de muestras por comunidad.

Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ observados en peces, macroinvertebrados y productores primarios fueron similares entre sí (Tukey $p > 0,05$) y mayores que los observados en el plancton (Tukey $p < 0,0001$) (Figura 2.11, Tabla 2.6).

COMUNIDAD	n	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)
Productores primarios, hojas y detritos	55	$1,3 \pm 5,5$	$-24,0 \pm 6,2$
Plancton	114	$6,4 \pm 2,4$	$-27,2 \pm 2,4$
Macroinvertebrados	119	$5,5 \pm 2,3$	$-24,3 \pm 3,5$
Peces	162	$9,6 \pm 1,5$	$-24,1 \pm 2,6$

Tabla 2.6: Número total de muestras analizadas (n) y medias \pm desviaciones estándar (DS) de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ medidos en las diferentes comunidades del Lago Perito Moreno.

2.3.2.1. Macrófitas, perifiton y hojas de árboles y arbustos

Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ medidos en las macrófitas, perifiton y las hojas de las plantas colectadas, en el LPM están resumidos en la Tabla 2.7.

ORGANISMOS	BRAZO	n	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)		$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	
			RANGO	MEDIA \pm DS	RANGO	MEDIA \pm DS
Perifiton	ME	5	1,2 a 8,4	$5,2 \pm 2,6$	-27,7 a -23,2	$-24,9 \pm 1,8$
	MO	3	1,1 a 2,1	$1,5 \pm 0,5$	-27,9 a -18,5	$-24,4 \pm 5,1$
<i>Nitella</i> sp.	MO	4	-13,9 a -5,4	$-9,4 \pm 4,3$	-20,6 a -17,1	$-18,5 \pm 1,6$
<i>Schoenoplectus</i>	MO	1	-	2,3	-	-26,3

<i>californicus</i> (Junco)						
<i>Ranunculus</i> sp.	MO	1	-	3,7	-	-26,6
<i>Myriophyllum quitense</i> (Cola de zorro)	ME	3	5,1 a 8,6	6,7 ± 1,8	-15,9 a -10,4	-13,2 ± 2,7
	MO	9	-12,2 a 7,2	-3,5 ± 6,8	-20,2 a -10,2	-14,7 ± 3,6
Hojas de plantas terrestres	ME	5	-0,7 a 4,6	1,5 ± 2,0	-29,7 a -26,4	-28,0 ± 1,4
	MO	4	-2,7 a 4,5	0,4 ± 3,1	-30,9 a -28,2	-29,6 ± 1,1
Detritos	MO	4	-0,7 a 3,7	0,6 ± 1,8	-29,8 a 26,3	-28,4 ± 1,4
<i>Galium</i> sp.	ME	2	6,2 a 10,2	8,2 ± 2,8	-28,1 a -27,6	-27,9 ± 0,3
	MO	1	-	2,3	-	-29,5
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i> (Malva del monte)	ME	6	3,4 a 7,5	5,2 ± 1,4	-29,7 a -24,7	-27,8 ± 1,8
	MO	6	-0,6 a 7,1	3,5 ± 2,6	-32,3 a -26,1	-28,2 ± 2,3

Tabla 2.7: Número total de muestras analizadas (n), rangos y medias \pm desviaciones estándar (DS) de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ medidos en perifiton, macrófitas, hojas recolectadas de los árboles y detritos del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO).

En el caso de las macrófitas los valores de $\delta^{15}\text{N}$ obtenidos en algunas especies fueron muy variables. Tal es el caso de las especies *M. quitense*, en la que se registró una diferencia entre el mayor y menor valor registrado ($D\delta^{15}\text{N}$) de 20,8 ‰ (entre -12,2 ‰ y 8,6 ‰), o *Nitella* sp., en la que la $D\delta^{15}\text{N}$ fue de 8,5 ‰ (Figura 2.12, Tabla 2.7). En el caso del perifiton, los valores de $\delta^{15}\text{N}$ también variaron en ampliamente entre 1,1 ‰ y 8,4 ‰ ($D\delta^{15}\text{N} = 7,3$ ‰).

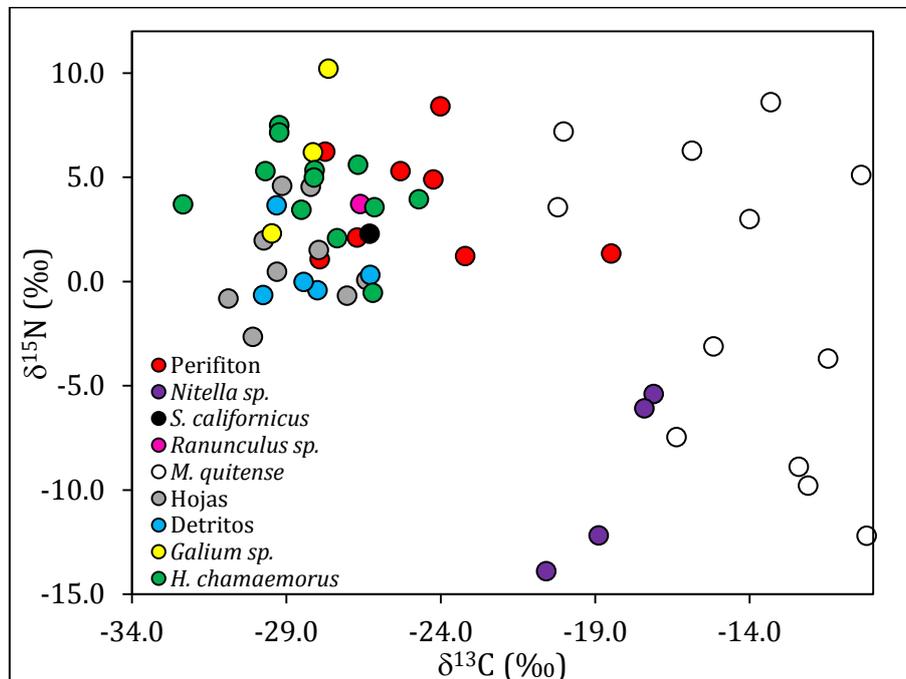


Figura 2.12: $\delta^{15}\text{N}$ vs. $\delta^{13}\text{C}$ comparando el perifiton, las macrófitas, las hojas recolectadas de las plantas terrestres y los detritos en el Lago Perito Moreno. El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.7. La correspondencia entre color y taxón está referenciada en la figura.

No se observaron diferencias significativas en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de las diferentes plantas sumergidas o palustres, el perifiton, las hojas recolectadas de las plantas terrestres o los detritos recolectados de la zona litoral del lago, a excepción de *H. chamaemorus* que presentó valores enriquecidos en ^{15}N con respecto a *M. quitense* (Tukey $p < 0,05$).

Los valores de $\delta^{13}\text{C}$, al igual que los de $\delta^{15}\text{N}$, también variaron ampliamente en algunas especies, tales como *M. quitense* ($D\delta^{13}\text{C} = 10,0 \text{ ‰}$) y las incluidas en el perifiton ($D\delta^{13}\text{C} = 9,4 \text{ ‰}$). Para facilitar el análisis y la comparación de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ las plantas acuáticas se agruparon en emergentes (*Galium* sp., *H. chamaemorus*, *Ranunculus* sp. y *S. californicus*) y sumergidas (*M. quitense* y *Nitella* sp.; Tabla 2.8).

Fuentes de C	n	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)		$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	
		Rango	Media \pm DS	Rango	Media \pm DS
Perifiton	8	1,1 a 8,4	3,8 \pm 2,8	-27,9 a -18,5	-24,7 \pm 3,1
Macrófitas sumergidas	16	-13,9 a 8,6	-3,1 \pm 7,6	-20,6 a -10,2	-15,3 \pm 3,5
Macrófitas emergentes	17	-0,6 a 10,2	4,5 \pm 2,5	-32,3 a -24,7	-27,9 \pm 1,8
Hojas colectadas de plantas terrestres	9	-2,7 a 4,6	1,0 \pm 2,4	-30,9 a -26,4	-28,7 \pm 1,5
Detritos	5	-0,7 a 3,7	0,6 \pm 2,0	-29,8 a -28,0	-28,9 \pm 0,8

Tabla 2.8: Número de muestras (n), rangos y medias \pm desvíos estándar para los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las plantas acuáticas sumergidas, las palustres, el perifiton, las hojas de las plantas terrestres y los detritos.

Las macrófitas sumergidas están significativamente enriquecidas en ^{13}C y empobrecidas en ^{15}N con respecto a las emergentes, al perifiton, a las hojas colectadas de los árboles y a los detritos (Tukey $p < 0,0001$; Figura 2.13, Tabla 2.8). Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ del perifiton fueron significativamente menores que los de las plantas emergentes (Tukey $p < 0,05$) y que los de las hojas provenientes de las plantas terrestres (Tukey $p < 0,05$). Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y de $\delta^{15}\text{N}$ de los detritos vegetales recolectados dentro del agua y de las hojas recolectadas de productores primarios terrestres no fueron significativamente diferentes (Tukey $p = 0,999$ y $p = 1,000$ para $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$, respectivamente).

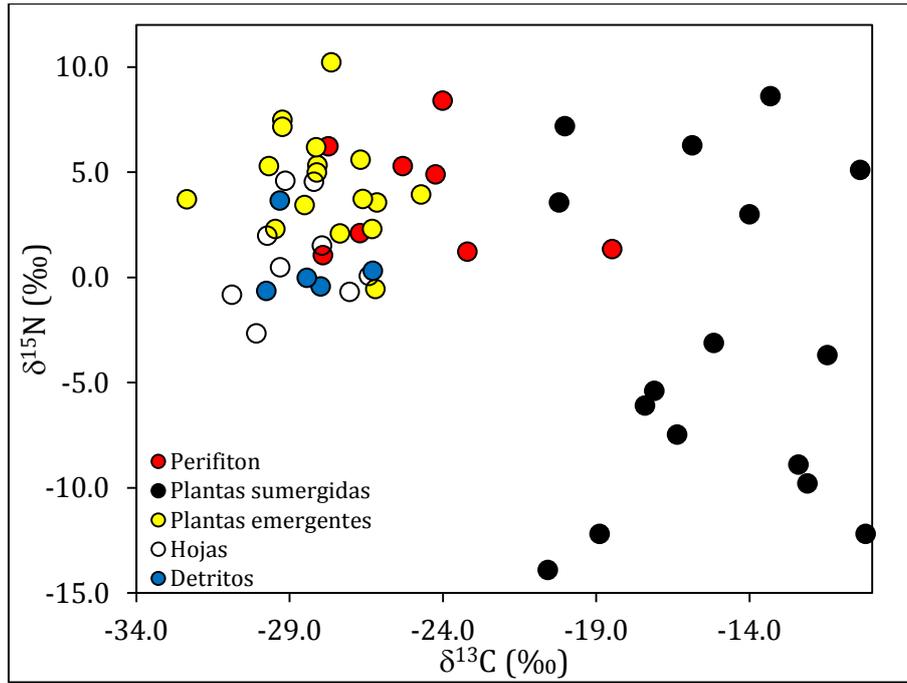


Figura 2.13: $\delta^{15}\text{N}$ vs. $\delta^{13}\text{C}$ comparando las plantas acuáticas sumergidas, las emergentes, el perifiton, las hojas de árboles y los detritos en el Lago Perito Moreno. El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.8. La correspondencia entre color y taxón está referenciada en la figura.

2.3.2.2. Plancton

En la Tabla 2.9 se resumen los valores de los isótopos estables de C y N obtenidos para las distintas fracciones de plancton y las especies de zooplancton que se analizaron por separado.

ORGANISMOS	BRAZO	n	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)		$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	
			RANGO	MEDIA \pm DS	RANGO	MEDIA \pm DS
Plancton-F1 (10 - 53) μm	ME	7	4,2 a 7,9	$5,5 \pm 1,4$	-30,3 a -24,3	$-26,2 \pm 2,0$
	MO	12	3,6 a 8,4	$4,8 \pm 1,4$	-30,3 a -23,4	$-26,2 \pm 2,3$
Plancton-F2 (53 - 200) μm	ME	17	1,8 a 7,5	$5,0 \pm 1,6$	-30,1 a -22,0	$-26,0 \pm 2,1$
	MO	26	-1,1 a 10,3	$4,5 \pm 2,0$	-31,0 a -23,4	$-25,5 \pm 2,1$
Plancton-F3 (>200 μm)	ME	22	6,5 a 14,6	$8,9 \pm 1,9$	-32,9 a -27,2	$-29,4 \pm 1,5$
	MO	30	5,1 a 10,3	$7,8 \pm 0,9$	-31,4 a -26,8	$-28,5 \pm 1,5$
<i>Ceriodaphnia dubia</i>	ME	1	-	6,1	-	-26,8
	MO	1	-	5,2	-	-25,7
Macrothricidae	MO	1	-	1,0	-	-25,7
<i>Boeckella gracilipes</i>	ME	1	-	9,8	-	-30,0
	MO	2	8,4 a 8,5	$8,5 \pm 0,1$	-27,6	$-27,6 \pm 0$
Cyclopoida	MO	1	-	5,9	-	-25,4

Tabla 2.9: Número de muestras (n), rangos y medias \pm desvíos estándar (DS) de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ medidos en plancton, en el Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO).

Como fue detallado en la sección 2.2.2.1, en el MO el plancton fue muestreado en 3 sitios diferentes (GP, LL y PP; Figura 2.1) debido a la compleja morfometría de la cubeta y en algunos casos a dos profundidades diferentes. Debido a que no se observaron diferencias significativas en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de cada fracción entre los 3 sitios (Tukey $p > 0,05$), y entre las dos profundidades a las que fueron tomadas las muestras (Test- t $p > 0,05$), las muestras fueron agrupadas y analizadas en conjunto sin tener en cuenta el sitio o la profundidad de la cual provienen.

En general, si se toman en cuenta todas las fracciones del plancton, los valores de $\delta^{15}\text{N}$ variaron ampliamente entre $-1,1$ ‰ y $14,6$ ‰ ($\Delta\delta^{15}\text{N} = 15,7$ ‰), estando F3 significativamente enriquecida en ^{15}N (Tukey $p < 0,0001$) con respecto a las fracciones de menor tamaño (F1 y F2). Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de F3 variaron entre $5,1$ ‰ y $14,6$ ‰ ($D\delta^{15}\text{N} = 9,5$ ‰, media de $(8,3 \pm 1,5)$ ‰), los de F2 estuvieron comprendidos entre $-1,1$ ‰ y $10,3$ ‰ ($D\delta^{15}\text{N} = 11,4$ ‰, media $(4,7 \pm 1,8)$ ‰) y los de F1 variaron entre $3,6$ ‰ y $8,4$ ‰ ($D\delta^{15}\text{N} = 4,8$ ‰, media $(5,1 \pm 1,4)$ ‰), no observándose diferencias significativas en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ entre las dos fracciones más pequeñas (Tukey $p = 0,66$; Figura 2.14, Tabla 2.9).

Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ también variaron ampliamente entre $-32,9$ ‰ y $-22,0$ ‰ ($\Delta\delta^{13}\text{C} = 10,9$ ‰). Entre las fracciones más chicas y la más grande se observó un empobrecimiento significativo en ^{13}C (Tukey $p < 0,0001$), siendo la media de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de $(-26,2 \pm 2,2)$ ‰ y $(-25,7 \pm 2,1)$ ‰ en F1 y F2, respectivamente, y de $(-28,9 \pm 1,5)$ ‰ en F3 (Figura 2.14).

Si se comparan los valores obtenidos de las muestras separadas por especies u otros grupos, se observa que los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de las muestras del copépodo *B. gracilipes* y del cladóceros *C. dubia* están comprendidos dentro del rango de los valores observados para la fracción de zooplancton mayor a $200 \mu\text{m}$ de la cual fueron obtenidos (Tabla 2.8). La muestra de copépodos ciclopoideos separada de una muestra de zooplancton (F3) también presentó valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ dentro del rango observado para esa fracción. Por el contrario, la muestra de cladóceros macrotrícidos recolectados de la zona litoral del lago presentó valores empobrecidos en ^{15}N y enriquecidos en ^{13}C comparados con el zooplancton recolectado en la zona pelágica del lago (Figura 2.14).

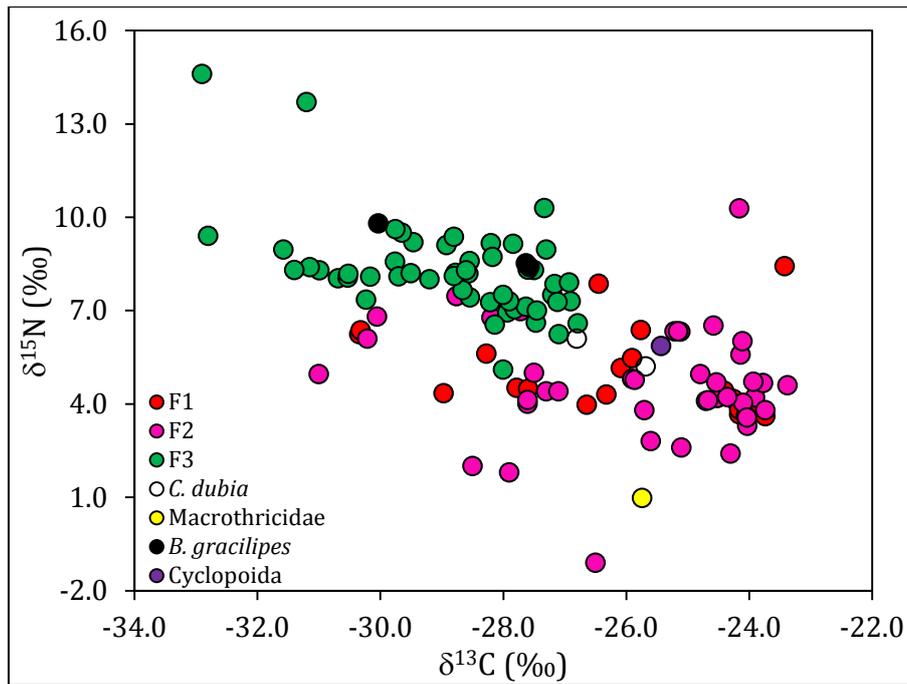


Figura 2.14: $\delta^{15}\text{N}$ vs. $\delta^{13}\text{C}$ comparando las 3 fracciones de plancton y los taxones separados de la fracción 3 en el Lago Perito Moreno. El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.9. La correspondencia entre color y fracción/taxón está referenciada en la figura.

2.3.2.3. Macroinvertebrados bentónicos

Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ obtenidos de las muestras de los macroinvertebrados bentónicos muestreados en la zona litoral del LPM están resumidos en la Tabla 2.10 y graficados en la Figura 2.15.

ORGANISMOS	LAGO	n	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)		$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	
			RANGO	MEDIA \pm DS	RANGO	MEDIA \pm DS
Oligochaeta ¹	MO	2	1,2 a 1,3	1,3 \pm 0,1	-23,8 a -23,5	-23,7 \pm 0,2
Hirudinea (Sanguijuela) ¹	ME	2	10,4 a 14,1	12,3 \pm 2,6	-27,6 a -23,7	-25,6 \pm 2,8
	MO	3	6,9 a 8,3	7,6 \pm 0,7	-27,6 a -23,5	-25,1 \pm 2,2
<i>Chilina</i> sp. (Caracol de agua dulce) ²	ME	2	3,8 a 6,7	5,2 \pm 2,0	-20,8 a -14,7	-17,7 \pm 4,3
	MO	7	0,8 a 3,3	2,1 \pm 0,8	-21,3 a -15,5	-18,4 \pm 2,1
<i>Diplodon chilensis</i> (Almeja de agua dulce) ²	ME	1	-	5,1	-	-27,7
	MO	27	3,7 a 7,1	5,4 \pm 0,8	-26,4 a -24,6	-25,5 \pm 0,4
<i>Aegla</i> sp. (Cangrejo de agua dulce, Pancora) ²	ME	5	6,1 a 10,2	8,4 \pm 1,8	-25,0 a -18,9	-22,0 \pm 2,4
	MO	2	4,4 a 7,4	5,9 \pm 2,1	-23,1 a -22,2	-22,7 \pm 0,6
<i>Samastacus spinifrons</i> (Camarón de río) ²	ME	4	7,9 a 9,3	8,6 \pm 0,6	-23,7 a -20,9	-22,4 \pm 1,2
	MO	15	4,0 a 6,6	5,7 \pm 0,7	-25,6 a -20,4	-22,3 \pm 1,4
<i>Hyalella</i> sp. (Camaroncito de agua dulce) ¹	ME	5	7,2 a 8,4	7,9 \pm 0,5	-28,0 a -22,3	-24,9 \pm 2,5
	MO	4	2,1 a 4,3	2,9 \pm 1,0	-28,2 a -19,1	-23,2 \pm 3,8
Larvas de Ephemeroptera (Efímeras) ¹	ME	1	-	8,3	-	-23,5
	MO	4	4,4 a 6,5	5,8 \pm 1,0	-25,9 a -18,4	-23,1 \pm 3,2
Larva de Odonata, Anisóptera	ME	1	4,6	-	-	-20,0

(Libélulas) ¹	MO	5	3,1 a 6,2	4,3 ± 1,2	-27,8 a -20,0	-23,5 ± 3,1
Larva de Plecoptera (Moscas de las piedras) ¹	ME	4	6,0 a 9,4	7,1 ± 1,6	-28,9 a -21,4	-24,8 ± 3,3
	MO	2	3,7 a 3,9	3,8 ± 0,2	-37,4 a -36,1	-36,8 ± 0,9
Larva de Trichoptera (Tricópteros, cadis) ¹	ME	8	5,9 a 9,0	7,6 ± 1,0	-30,7 a -22,4	-27,9 ± 2,5
	MO	9	2,4 a 5,1	3,7 ± 0,9	-33,5 a -24,5	-27,4 ± 3,0
Larvas de Chironomidae ¹	MO	6	2,2 a 3,2	2,6 ± 0,4	-27,9 a -22,9	-24,3 ± 1,8

Tabla 2.10: Número de muestras (n), rangos y medias \pm desvíos estándar (DS) de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ medidos en macroinvertebrados bentónicos, en el Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). ¹Organismo entero ²tejido muscular.

Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ variaron entre 0,8 ‰ en *Chilina* sp. y 14,1 ‰ en los hirudíneos ($\Delta\delta^{15}\text{N} = 13,3$ ‰). En esta comunidad los hirudíneos y los crustáceos decápodos *S. spinifrons* y *Aegla* sp. presentaron los valores más elevados de $\delta^{15}\text{N}$ (Tukey $p < 0,05$). Por el contrario, el molusco *Chilina* sp. y las larvas de odonatos y de quironómidos exhibieron estadísticamente los menores valores de $\delta^{15}\text{N}$ (Tukey $p < 0,05$).

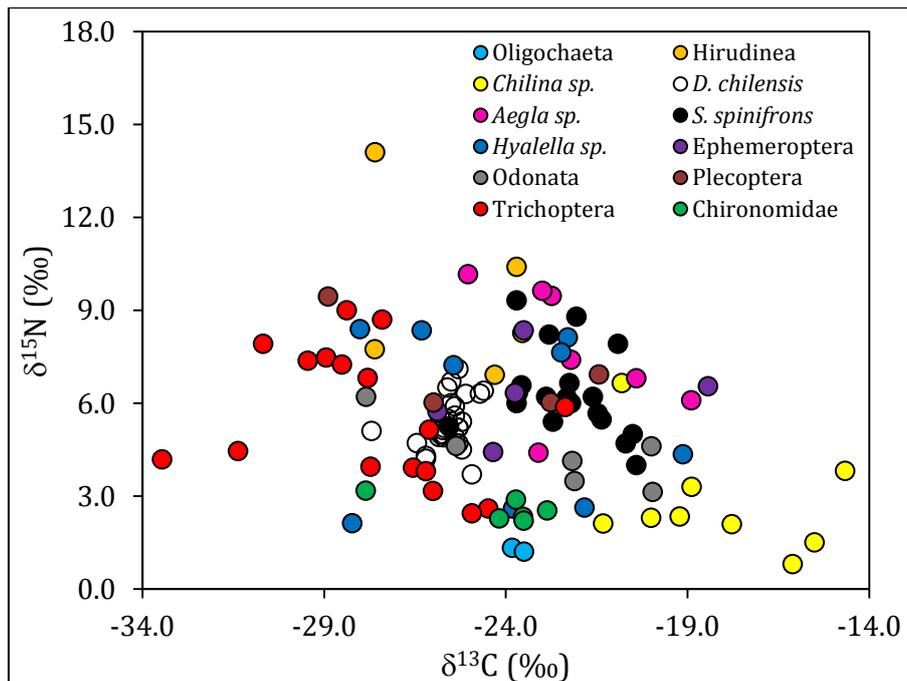


Figura 2.15: Distribución de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en macroinvertebrados bentónicos en el Lago Perito Moreno. El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.10. La correspondencia entre color y taxón está referenciada en la figura.

Los oligoquetos también presentaron valores bajos de $\delta^{15}\text{N}$ pero no fueron incluidos en los análisis estadísticos debido al bajo número de muestras obtenidas ($n = 2$). El resto de los macroinvertebrados muestreados mostraron valores de $\delta^{15}\text{N}$ intermedios entre estos grupos (Figura 2.15, Tabla 2.10).

Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ variaron entre $-37,4$ ‰ en las larvas de plec6pteros y $-14,7$ ‰ en *Chilina* sp. ($\Delta\delta^{13}\text{C} = -22,7$ ‰). *Chilina* sp. y *Aegla* sp. fueron los macroinvertebrados estadisticamente m6s enriquecidos en ^{13}C y los m6s empobrecidos fueron las larvas de tric6pteros y de plec6pteros y el bivalvo *D. chilensis* (Tukey $p < 0,05$; Figura 2.15, Tabla 2.10).

2.3.2.3.1. Cambios ontog6nicos en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$

Se evalu6 si existe un cambio en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ con respecto al tama1o de los macroinvertebrados. En este caso solo se pudo hacer esta correlaci6n en *D. chilensis* y *S. spinifrons* debido a que no se tomaron los datos de tama1o corporal en el resto de los grupos. El largo total de los ejemplares de *S. spinifrons* vari6 entre los 14 mm y 89 mm y correlacion6 positivamente con los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (r de Pearson $p < 0,01$) pero no se observ6 correlaci6n con los valores de $\delta^{13}\text{C}$. El largo de las valvas de *D. chilensis* vari6 entre 28 mm y 95 mm y no se observ6 correlaci6n entre esta variable y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ (Figura 2.16).

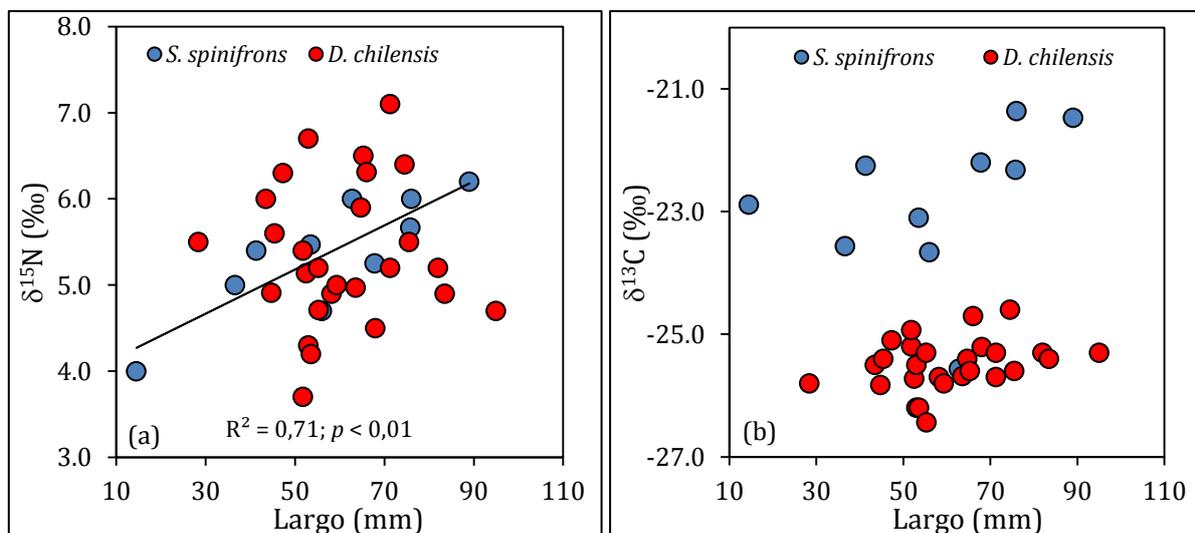


Figura 2.16: $\delta^{15}\text{N}$ (a) y $\delta^{13}\text{C}$ (b) en funci6n del largo total en *Samastacus spinifrons* y *Diplodon chilensis*. La correspondencia entre color y especie est6 referenciada en la figura.

2.3.2.4. Peces

Los resultados de los an6lisis de is6topos estables de nitr6geno y carbono de los peces se detallan en la Tabla 2.5. Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ variaron entre $5,5$ ‰ y $12,8$ ‰ en juveniles de Perca Criolla y adultos de trucha de Arroyo, respectivamente. Esto resulta en un incremento en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ ($\Delta\delta^{15}\text{N}$) de $7,3$ ‰ entre las especies con menor

y mayor nivel trófico. Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de los juveniles y adultos de Trucha de Arroyo, adultos de trucha Arco Iris y adultos de Perca Criolla fueron similares entre sí y significativamente más altos (Tukey $p < 0,05$) que los del resto de las especies (Figura 2.17, Tabla 2.11). El único ejemplar de trucha Marrón obtenido en los muestreos también presentó un valor de $\delta^{15}\text{N}$ elevado (11,5 ‰), comparable al de los otros salmónidos adultos.

Los menores valores de $\delta^{15}\text{N}$ se observaron en juveniles de Pejerrey Patagónico y de Trucha Arco Iris, en el Bagre Aterciopelado y en el Puyén Chico (Tukey $p < 0,05$), los cuales no presentaron diferencias entre sí. Los juveniles de Percas Criolla de Boca Chica también presentaron bajos niveles de $\delta^{15}\text{N}$ y por el escaso número de ejemplares capturados los valores correspondientes a esta especie no fueron tratados estadísticamente (Figura 2.17, Tabla 2.11).

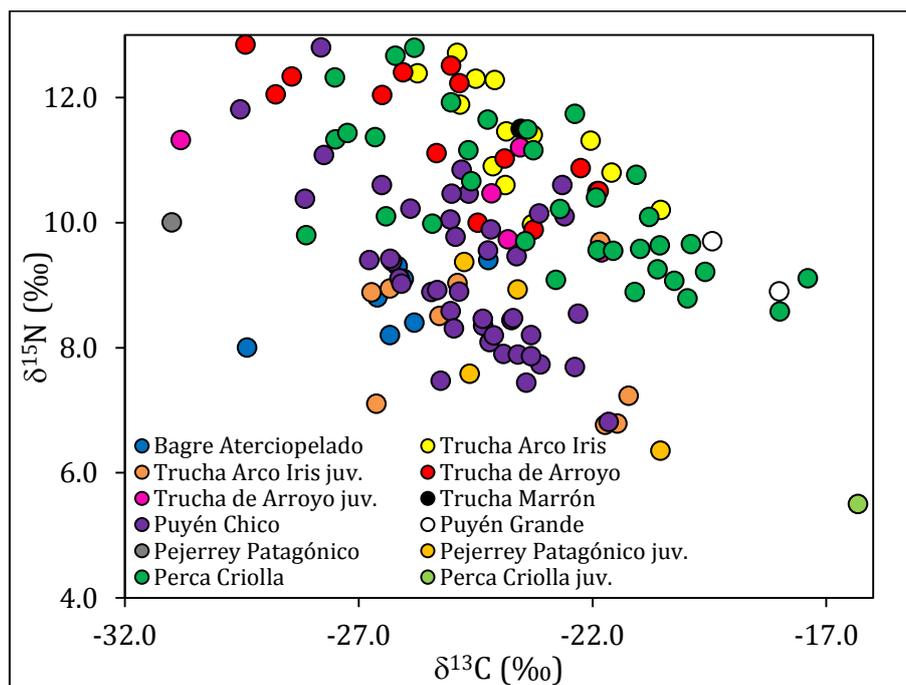


Figura 2.17: Valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de la comunidad de peces en el Lago Perito Moreno. El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.11. La correspondencia entre color y especie está referenciada en la figura.

Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ variaron dentro de un rango amplio ($\Delta\delta^{13}\text{C} = 14,7$ ‰), siendo los adultos de Pejerrey Patagónico los más empobrecidos en ^{13}C (-31,0 ‰) y los juveniles de Perca Criolla los más enriquecidos (-16,3 ‰). No se observaron diferencias significativas en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ entre las especies salvo por el hecho que los ejemplares de Perca Criolla presentaron valores más altos que los de Bagre

Aterciopelado (Tukey $p < 0,05$) y los de Trucha de Arroyo (Tukey $p < 0,05$; Figura 2.17, Tabla 2.11). El único Pejerrey Patagónico adulto capturado presentó el valor de $\delta^{13}\text{C}$ más bajo de esta comunidad, en tanto que el Puyén Grande y los juveniles de Perca Criolla presentaron los valores más altos. Dado el escaso número de ejemplares capturados, los valores correspondientes a esas especies no fueron tratados estadísticamente.

2.3.2.4.1. Cambios ontogenéticos en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$

Este análisis solo se pudo realizar en la Perca Criolla, en el Puyén Chico, en el Bagre Aterciopelado, en la Trucha Arco Iris y en la Trucha de Arroyo. En el caso del Puyén Chico en esta sección se consideraron los valores obtenidos de individuos analizados sin cabeza ni tubo digestivo debido a que el largo total fue registrado en este grupo pero no en los ejemplares analizados enteros.

No se observó correlación entre los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y el largo total del Bagre Aterciopelado, la Trucha de Arroyo y la Perca Criolla (Figura 2.18a, c y e) lo que indica que dentro del rango de tamaños muestreado para cada especie, todos los peces tienen un nivel trófico similar. Por el contrario, en el Puyén Chico se observó una correlación negativa entre los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y el largo total (r de Pearson $p < 0,05$; Figura 2.18d), en tanto que en la trucha Arco Iris, ambas variables se correlacionaron positivamente (r de Pearson $p < 0,05$; Figura 2.18b).

Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ no se correlacionaron significativamente con el largo total de los ejemplares de las especies de peces analizadas (r de Pearson $p > 0,05$) lo que indica que dentro del rango de tamaños muestreado las presas que integran la dieta tienen fuentes de carbono similares (Figura 2.19a-e).

ESPECIE	BRAZO	LARGO TOTAL (mm)		PESO (g)		EDAD (AÑOS)	n	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)		$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	
		RANGO	MEDIA \pm DS	RANGO	MEDIA \pm DS			RANGO	MEDIA \pm DS	RANGO	MEDIA \pm DS
Bagre Aterciopelado	ME	179 a 260	221 \pm 29	56 a 310	161 \pm 84	-	7	8,0 a 9,4 ¹	8,7 \pm 0,6	-29,4 a -24,2	-26,4 \pm 1,5
Trucha Arco Iris	ME	355 a 487	426 \pm 51	548 a 1289	926 \pm 321	3,0	7	11,3 a 12,7 ¹	12,0 \pm 0,5	-25,7 a -22,0	-24,3 \pm 1,2
	MO	378 a 465	433 \pm 28	585 a 1440	1039 \pm 289	3,2	7	10,0 a 11,4 ¹	10,6 \pm 0,5	-24,1 a -20,5	-22,7 \pm 1,3
Trucha Arco Iris (juvenil)	MO	89 a 182	130 \pm 32	6 a 124	38 \pm 39	< 1	9	6,8 a 9,7 ¹	8,1 \pm 1,1	-26,7 a -21,2	-24,0 \pm 2,4
Trucha de Arroyo	ME	263 a 445	375 \pm 60	380 a 1080	726 \pm 219	3,3	7	11,0 a 12,8 ¹	11,9 \pm 0,7	-29,4 a -23,9	-26,7 \pm 2,2
	MO	240 a 540	402 \pm 105	235 a 1815	816 \pm 587	3,6	6	9,9 a 12,5 ¹	11,0 \pm 1,2	-26,0 a -21,9	-23,8 \pm 1,6
Trucha de Arroyo (juvenil)	ME	110 a 115	113 \pm 4	13 a 15	14 \pm 1	< 1	2	11,2 a 11,3 ¹	11,3 \pm 0,1	-30,8 a -23,5	-27,2 \pm 5,1
	MO	135 a 225	177 \pm 45	21 a 109	58 \pm 46	< 1	3	9,5 a 10,5 ¹	9,9 \pm 0,5	-24,2 a -21,8	-23,3 \pm 1,3
Trucha Marrón	MO	-	575	-	2160	5	1	-	11,5 ¹	-	-23,5
Puyén Chico (juveniles y adultos)	ME	30,2 a 79,1	52, \pm 13,6	0,1 a 2,8	0,9 \pm 0,7	-	15	7,8 a 10,4 ²	8,7 \pm 0,8	-28,4 a -23,5	-26,0 \pm 1,3
		30 a >70	-	-	-	-	16	9,5 a 12,8 ³	10,5 \pm 0,8	-29,5 a -22,6	-25,3 \pm 2,1
	MO	32,3 a 60,3	43,7 \pm 8,5	0,1 a 1,1	0,4 \pm 0,3	-	12	7,5 a 10,0 ²	8,3 \pm 0,7	-25,6 a -20,4	-22,5 \pm 1,4
		30 a >70	-	-	-	-	27	6,8 a 9,4 ³	8,3 \pm 0,7	-26,8 a -19,5	-24,2 \pm 1,6
Puyén Chico (larvas)	MO	25	-	0,02	-	-	1	-	9,8	-	-24,9
Puyén Grande	ME	-	347	-	333	-	1	-	8,9 ¹	-	-18,0
	MO	-	360	-	410	-	1	-	9,7 ¹	-	-19,4
Pejerrey Patagónico	ME	-	261 \pm 37	-	181 \pm 68	-	1	-	10,0 ¹	-	-31,0
Pejerrey Patagónico (juvenil)	ME	44 a 56	50 \pm 9	0,4 a 0,8	0,6 \pm 0,3	< 1	2	7,6 a 8,9 ²	8,3 \pm 1,0	-24,6 a -23,6	-24,1 \pm 0,7
	MO	40 a 69	54 \pm 20	0,4 a 1,7	1,0 \pm 0,9	< 1	2	6,4 a 9,4 ²	7,9 \pm 2,1	-24,7 a -20,5	-22,6 \pm 3,0
Perca Criolla	ME	314 a 453	386 \pm 34	390 a 1160	798 \pm 213	6,5	18	9,1 a 12,8 ¹	11,2 \pm 1,0	-28,1 a -17,4	-24,9 \pm 2,6
	MO	341 a 453	396 \pm 32	555 a 1254	817 \pm 208	-	16	8,6 a 10,8 ¹	9,5 \pm 0,6	-23,4 a -18,0	-20,9 \pm 1,3
Perca Criolla (juvenil)	MO	-	20 \pm 0,6	-	0,07 \pm 0,01	< 1	1	-	5,5 ²	-	-16,3

Tabla 2.11: Número de muestras (n), rangos y medias \pm desvíos estándar (DS) del largo total, peso y valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ medidos en peces del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). ¹Tejido muscular analizado ²Individuos analizados sin cabeza y sin tubo digestivo ³Todo el organismo fue analizado.

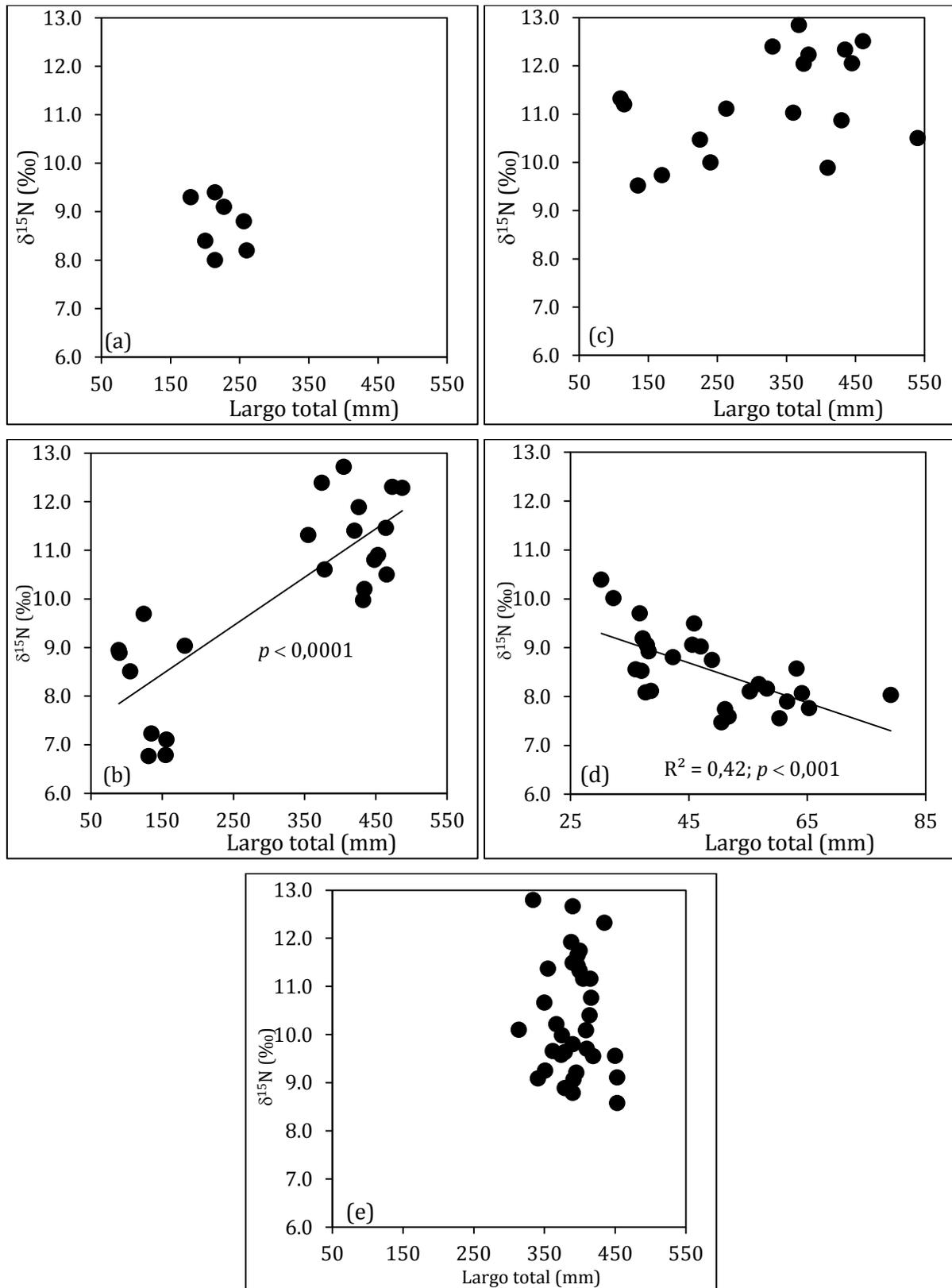


Figura 2.18: Valores de $\delta^{15}\text{N}$ en función del largo total en el Bagre Aterciopelado (a), Trucha Arco Iris (b), Trucha de Arroyo (c), Puyén Chico (d) y Perca Criolla (e). Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa.

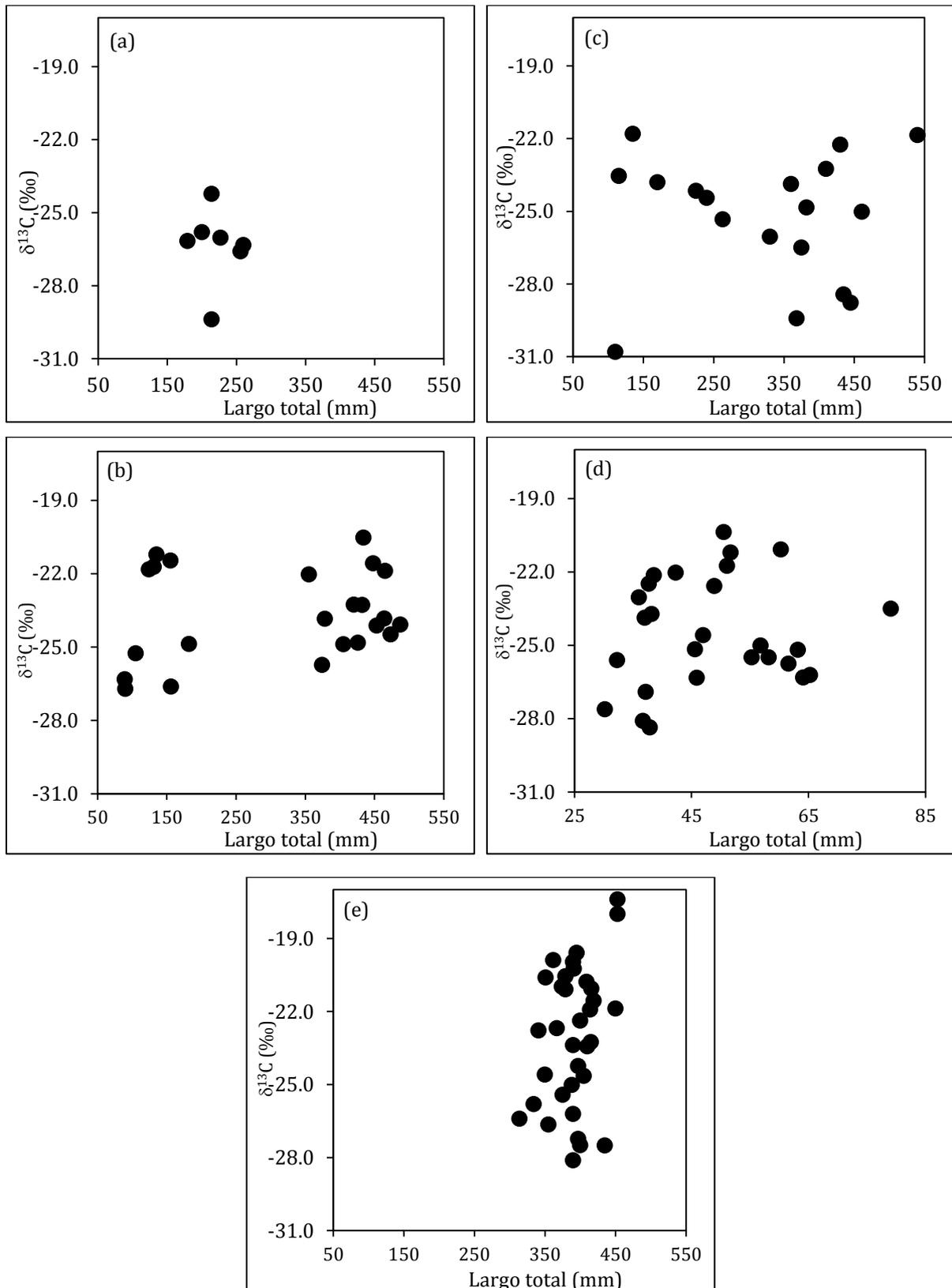


Figura 2.19: Valores de $\delta^{13}\text{C}$ en función del largo total en el Bagre Aterciopelado (a), Trucha Arco Iris (b), Trucha de Arroyo (c), Puyén Chico (d) y Perca Criolla (e). Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa.

2.3.2.4.2. Relaciones tróficas de los peces

En base a los análisis de contenidos estomacales publicados (Milano *et al.* 2002; Reissig 2005; Macchi *et al.* 2007; Vigliano *et al.* 2009; Bubach 2010; Juncos *et al.* 2011; ver Figura 2.10), se graficaron los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las especies de peces por separado junto con los ítems alimentarios que conforman su dieta en el LPM según los estudios estomacales realizados (Figura 2.20).

El $\Delta\delta^{15}\text{N}$ promedio entre adultos y juveniles de trucha de Arroyo fue de 2,9 ‰, lo que implica una diferencia de $\delta^{15}\text{N}$ cercana al enriquecimiento trófico esperable entre dos niveles tróficos. El enriquecimiento trófico entre el Puyén Chico y la Perca Criolla (1,3 ‰) fue menor que el observado entre el Puyén Chico y la Trucha Arco Iris ($\Delta\delta^{15}\text{N} = 2,2$ ‰) y entre el Puyén Chico y la Trucha de Arroyo ($\Delta\delta^{15}\text{N} = 2,4$ ‰) (Figura 2.20b, c, e). El $\Delta\delta^{15}\text{N}$ entre la Perca Criolla y *S. spinifrons* (4,1 ‰), y entre la Perca Criolla y *Aegla* sp. (2,7 ‰) fue menor que el $\Delta\delta^{15}\text{N}$ entre los salmónidos y los decápodos (alrededor de 5 ‰). A su vez, el $\Delta\delta^{15}\text{N}$ entre la Perca Criolla y las larvas de insectos (5,3 ‰), también fue menor que el $\Delta\delta^{15}\text{N}$ entre los salmónidos las larvas de insectos (alrededor de 6,0 ‰) (Figura 2.20b, c, e). Los enriquecimientos isotópicos entre la Perca Criolla y *Chilina* sp. (7,6 ‰) y entre la trucha Arco Iris y *Chilina* sp. (8,5 ‰) fueron los más elevados (Figura 2.20b, e). El enriquecimiento trófico entre *Hyaella* sp. y la Perca Criolla fue de 4,7 ‰ (Figura 2.20e).

Los salmónidos y la Perca Criolla están empobrecidos en ^{13}C con relación a los crustáceos *S. spinifrons* y *Aegla* sp. La diferencia en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ entre la Perca Criolla y *S. spinifrons* y *Aegla* sp. ($\Delta\delta^{13}\text{C} \approx 1,0$ ‰) fue menor que la diferencia observada entre la Trucha de Arroyo y los decápodos ($\Delta\delta^{13}\text{C} \approx 3,0$ ‰). La Trucha de Arroyo también presentó valores menores de $\delta^{13}\text{C}$ con respecto a los juveniles de peces ($\Delta\delta^{13}\text{C} = 1,7$ ‰). Por el contrario, los salmónidos y la Perca Criolla presentaron valores enriquecidos en ^{13}C con respecto a las larvas de insectos. El enriquecimiento en ^{13}C con respecto a las larvas de insectos fue mayor en la Trucha Arco Iris ($\Delta\delta^{13}\text{C} = 2,5$ ‰) y en la Perca Criolla ($\Delta\delta^{13}\text{C} = 3,0$ ‰) que en la Trucha de Arroyo ($\Delta\delta^{13}\text{C} = 0,6$ ‰). El $\Delta\delta^{13}\text{C}$ entre *Chilina* sp. y la Trucha Arco Iris fue de 5,3 ‰, y entre *Chilina* sp. y la Perca Criolla fue de 4,8 ‰ (Figura 2.20b, c, e).

El Bagre Aterciopelado presentó valores enriquecidos en ^{15}N con respecto a sus presas potenciales, *Hyalella* sp. ($\Delta\delta^{15}\text{N} = 3,0 \text{ ‰}$) y las larvas de insectos ($\Delta\delta^{15}\text{N} = 3,6 \text{ ‰}$). En cuanto a los valores de $\delta^{13}\text{C}$, este pez bentónico presentó valores de ^{13}C empobrecidos con respecto a las larvas de insectos ($\Delta\delta^{13}\text{C} = 0,4 \text{ ‰}$) y a los anfípodos ($\Delta\delta^{13}\text{C} = 2,2 \text{ ‰}$) (Figura 2.20a).

El Puyén Chico presentó valores enriquecidos en ^{15}N con respecto a sus presas potenciales, plancton F2 ($\Delta\delta^{15}\text{N} = 3,8 \text{ ‰}$), *C. dubia* ($\Delta\delta^{15}\text{N} = 2,8 \text{ ‰}$) y larvas de quironómidos ($\Delta\delta^{15}\text{N} = 5,9 \text{ ‰}$). Sin embargo, no se observó enriquecimiento entre el Puyén Chico y la F3 ($\Delta\delta^{15}\text{N} = 0,2 \text{ ‰}$) (Figura 2.20d). Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ también fueron en general mayores en el Puyén Chico que en sus presas, siendo las diferencias ($\Delta\delta^{13}\text{C}$) con respecto a F2, F3 y *C. dubia* de 1,3 ‰, 4,5 ‰ y 1,8 ‰, respectivamente. Sin embargo, no se observó enriquecimiento en ^{15}N entre el Puyén Chico y las larvas de quironómidos (0,1 ‰) (Figura 2.20e).

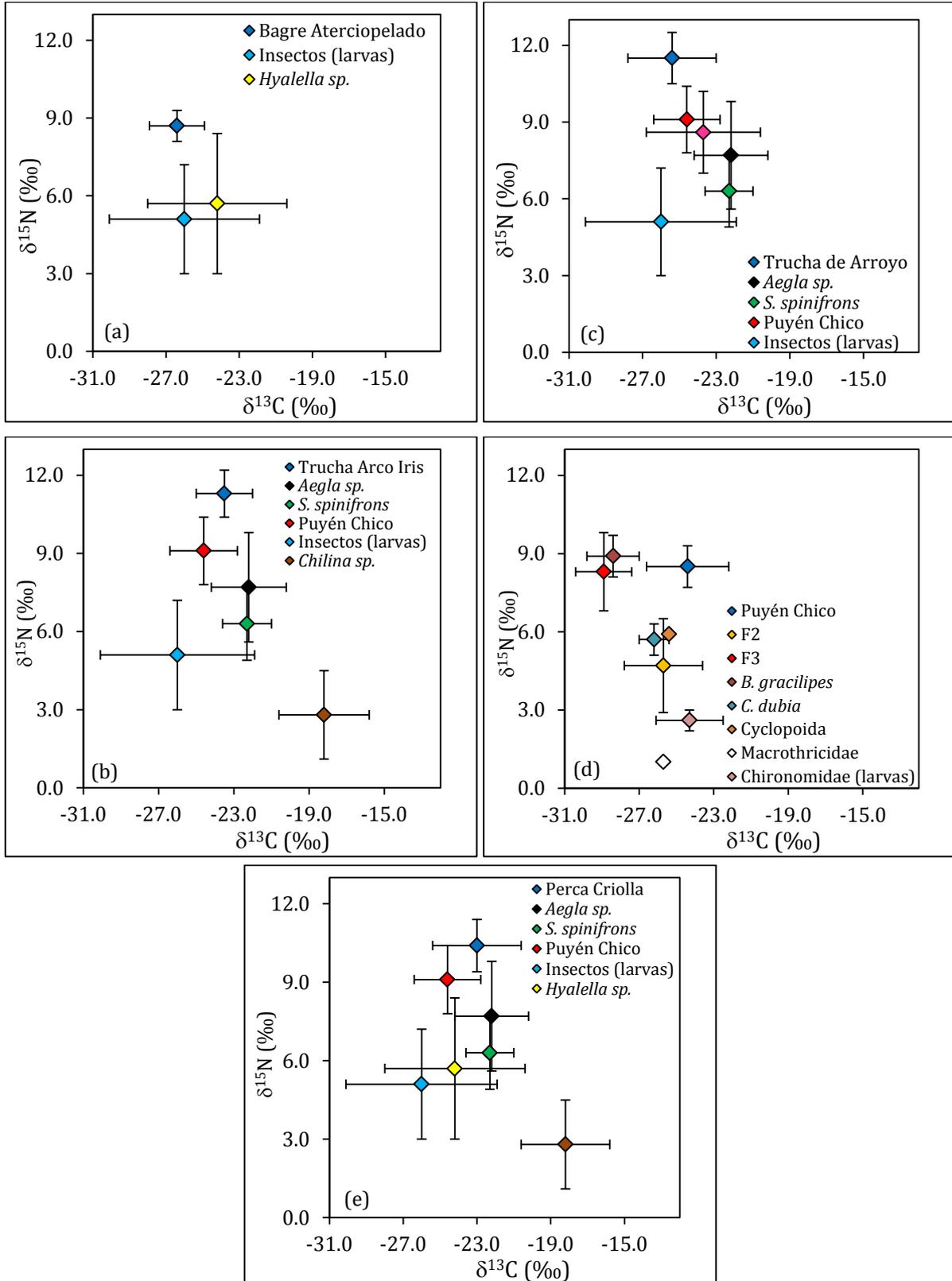


Figura 2.20: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en peces y sus ítems alimenticios. Los gráficos corresponden a Bagre Aterciopelado (a), Trucha Arco Iris (b), Trucha de Arroyo (c), Puyén Chico (d) y Perca Criolla (e). La correspondencia entre color y taxón está referenciada en la figura.

2.3.3. Trama Trófica

Graficar los valores de $\delta^{15}\text{N}$ versus los de $\delta^{13}\text{C}$ permite caracterizar visualmente la estructura de una trama trófica y las relaciones entre los consumidores y sus presas (Campbell *et al.* 2003a). Las medias de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ obtenidos de todos los organismos muestreados en el LPM fueron graficados en la Figura 2.21 donde se puede observar el nivel trófico que ocupan los taxones muestreados en la trama trófica y las relaciones entre ellos.

Fuentes potenciales de carbono de la trama trófica del LPM tales como perifiton, macrófitas y fitoplancton, variaron en sus valores promedio de $\delta^{13}\text{C}$. Los valores observados en las macrófitas sumergidas (*M. quitense* y *Nitella* sp.) fueron elevados en relación a los de los peces y de los macroinvertebrados. Por el contrario, las plantas acuáticas emergentes, el perifiton, los detritos y las hojas de los árboles y arbustos colectados en ambos brazos del LPM, en general presentaron valores empobrecidos de ^{13}C con respecto a la mayoría de los consumidores, a excepción de las larvas de tricópteros y plecópteros (Figura 2.21).

El zooplancton está empobrecido en ^{13}C con respecto a la mayoría de los peces (salvo los adultos de Pejerrey Patagónico) y macroinvertebrados (a excepción de las larvas de plecópteros), y a las macrófitas palustres y perifiton, y presentó valores de $\delta^{13}\text{C}$ similares a los de los detritos y las hojas recolectadas de los árboles y arbustos. Por el contrario, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de las fracciones más pequeñas del plancton estuvieron dentro del rango de los valores observados en los peces más empobrecidos en ^{13}C (Trucha de Arroyo, Bagre Aterciopelado y Puyén Chico) y en dos plantas acuáticas palustres (*S. californicus* y *Ranunculus* sp.), aunque fueron menores a los observados en el perifiton (Figura 2.21).

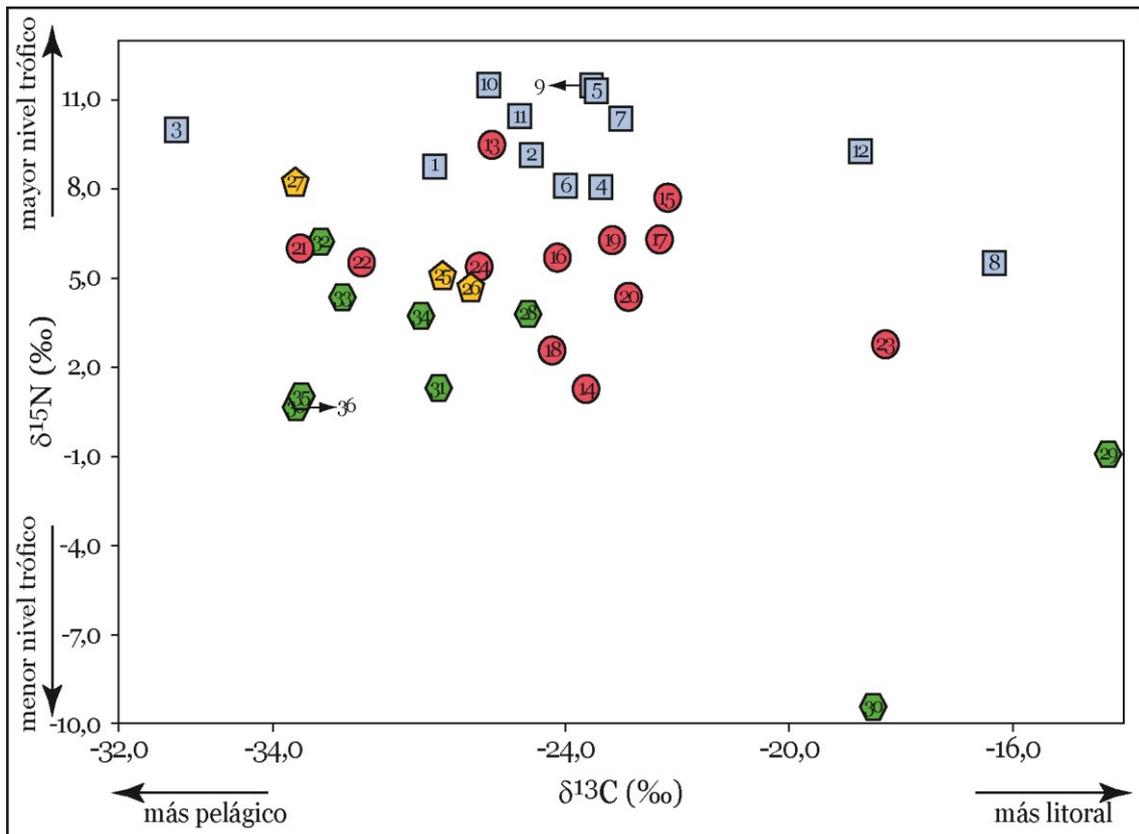


Figura 2.21: Valores promedio de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en peces (cuadrados celestes), macroinvertebrados (círculos rojos), plancton (pentágonos amarillos) y productores primarios, perifiton, hojas de plantas terrestres y detritos (hexágonos verdes) en el Lago Perito Moreno. Los códigos numéricos corresponden a: 1-Bagre Aterciopelado, 2-Puyén Chico, 3-Pejerrey Patagónico, 4-Pejerrey Patagónico juvenil, 5-Trucha Arco Iris, 6-Trucha Arco Iris juvenil, 7-Perca Criolla, 8-Perca Criolla juvenil, 9-Trucha Marrón, 10-Trucha de Arroyo, 11-Trucha de Arroyo juvenil, 12-Puyén Grande, 13-Hirudinea, 14-Oligochaeta, 15-*Aegla* sp., 16-*Hyaella* sp., 17-*S. spinifrons*, 18-Larvas de Chironomidae, 19-Larvas de Ephemeroptera, 20-Larvas de Odonata, 21-Larvas de Plecoptera, 22-Larvas de Trichoptera, 23-*Chilina* sp., 24-*D. chilensis*, 25-F1, 26-F2, 27-F3, 28-Perifiton, 29-*M. quitense*, 30-*Nitella* sp., 31-*S. californicus*, 32-*Galium* sp., 33-*H. Chamaemorus*, 34-*Ranunculus* sp., 35-Hojas recolectadas de plantas terrestres, 36-Detritos.

La media de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ del gasterópodo *Chilina* sp. (-18,2 ‰) fue mayor que la media del perifiton (-24,7 ‰), siendo esta diferencia de 6,5 ‰. Los ejemplares de Puyén Grande y de juveniles de Perca Criolla presentaron valores enriquecidos en ^{13}C con respecto a las demás especies de peces y a los macroinvertebrados, a excepción de *Chilina* sp. Por el contrario, los ejemplares adultos de Pejerrey Patagónico presentaron los valores más bajos de $\delta^{13}\text{C}$ de todos los organismos muestreados (Figura 2.21).

Los crustáceos decápodos *Aegla* sp. y *S. spinifrons* y las larvas de odonatos y efemerópteros presentaron valores de $\delta^{13}\text{C}$ similares a los de la Perca Criolla, las truchas Marrón y Arco Iris y juveniles de Pejerrey Patagónico (Figura 2.21).

En cuanto a los valores de $\delta^{15}\text{N}$, en la Figura 2.21 se observa el nivel trófico que ocupan los distintos taxones. Como se mencionó en la sección 2.3.24, los peces presentaron el nivel trófico más elevado de la trama trófica del LPM. Sin embargo, como se observa en la Figura 2.21, los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de los hirudíneos fueron elevados en comparación a los demás macroinvertebrados y a algunos peces tales como los juveniles de Pejerrey Patagónico y de Trucha Arco Iris, el Bagre Aterciopelado y el Puyén Chico.

El zooplancton presentó valores de $\delta^{15}\text{N}$ mayores a los de la mayoría de los macroinvertebrados (a excepción de los hirudíneos y de *Aegla* sp.), y de las macrófitas, perifiton, detritos y hojas recolectadas de las plantas, y similares a los de los peces más empobrecidos en ^{15}N (juveniles de Pejerrey Patagónico y de Trucha Arco Iris y Bagre Aterciopelado) (Figura 2.21). Las fracciones más pequeñas del plancton presentaron valores de $\delta^{15}\text{N}$ más bajos que el zooplancton y similares a los de las larvas de plecópteros, tricópteros y odonatos, a *Hyaella* sp. y a *D. chilensis*. Por el contrario, sus valores de $\delta^{15}\text{N}$ fueron mayores a los del perifiton, de los detritos, de las hojas de las plantas terrestres y de los juncos.

Entre los macroinvertebrados, las larvas de quironómidos, oligoquetos y *Chilina* sp. presentaron los valores más bajos de $\delta^{15}\text{N}$, y estos fueron similares a los de los detritos, hojas y los juncos y más altos que los de las macrófitas sumergidas (*M. quitense* y *Nitella* sp.) (Figura 2.21).

2.3.4. Modelos de Mezcla

Los resultados obtenidos a partir de modelo de mezcla SIAR utilizado para modelar la contribución relativa de las posibles fuentes de alimento de los peces analizados del LPM se detallan en la Tabla 2.12 y en la Figura 2.22.

CONSUMIDOR	PRESAS	<i>n</i>	5 % - 95 %	% MEDIA
Trucha de Arroyo (<i>n</i> = 13)	Puyén Chico	44	16 - 73	42
	Peces juveniles	19	1 - 31	28
	<i>Aegla</i> sp.	7	0 - 33	13
	Insectos, larvas	34	0 - 25	11
	<i>S. spinifrons</i>	19	0 - 18	6
Trucha Arco Iris (<i>n</i> = 14)	Puyén chico	44	58 - 92	76
	Insectos, larvas	34	0 - 24	10
	<i>Chilina</i> sp.	9	0 - 22	8
	<i>S. spinifrons</i>	19	0 - 12	4
	<i>Aegla</i> sp.	7	0 - 6	2
Perca Criolla (<i>n</i> = 34)	Puyén Chico	44	43 - 74	60
	Insectos, larvas	34	0 - 30	16
	<i>Hyaella</i> sp.	9	0 - 29	11
	<i>Aegla</i> sp.	7	0 - 24	8
	<i>S. spinifrons</i>	19	0 - 14	5

Tabla 2.12: Número de muestras (*n*) que se usaron en el modelo, intervalos de credibilidad del 95 % y media porcentual (% media) de la contribución isotópica media porcentual de las diferentes presas a la dieta de la Trucha de Arroyo, Trucha Arco Iris y Perca Criolla obtenidos a partir del modelo de mezcla SIAR.

De acuerdo con este modelo, el Puyén Chico y los juveniles de los peces de tallas grandes (truchas de Arroyo y Arco Iris, Pejerrey Patagónico y Perca Criolla), fueron las presas que más contribuyeron isotópicamente (42 % y 28 %, respectivamente) a la dieta de la trucha de Arroyo, en tanto que los macroinvertebrados contribuyeron isotópicamente en menor medida (Figura 2.22*b*, Tabla 2.12). El Puyén Chico, seguido de macroinvertebrados, fue la presa que largamente más contribuyó isotópicamente a la dieta de la Trucha Arco Iris (Figura 2.22*a*, Tabla 2.12).

El Puyén Chico fue la presa que más contribuyó isotópicamente a la dieta de la Perca Criolla (61 %), en tanto que diferentes macroinvertebrados le siguieron en importancia (Figura 2.22*c*, Tabla 2.12).

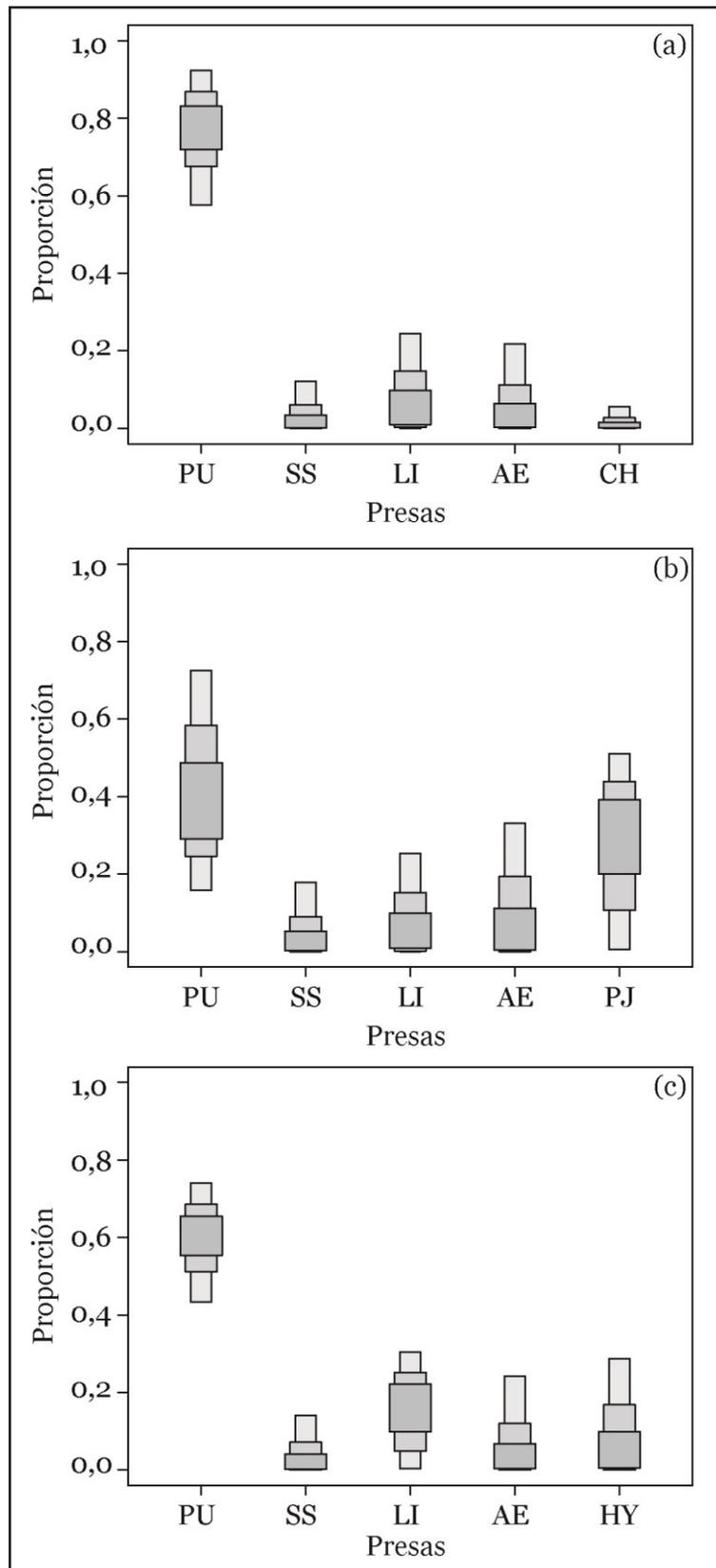


Figura 2.22: Resultados del modelo de mezcla SIAR para los intervalos de credibilidad del 95, 75 y 25 %, mostrando la contribución estimada de las presas a la dieta de la Trucha Arco Iris (a), Trucha de Arroyo (b), y Perca Criolla (c). Las presas corresponden a PU-Puyén Chico, SS-Samastacus spinifrons, LI-Larvas de insectos, AE-Aegla sp., PJ-Peces juveniles, CH-Chilina sp., HY-Hyaletta sp. El número de muestras (n) de los consumidores y de las presas utilizado en el modelo está detallado en la Tabla 2.12.

2.3.5. Estimación de la Posición Trófica

2.3.5.1. Macroinvertebrados

La posición trófica estimada calculada para los macroinvertebrados recolectados en la zona litoral de ambos brazos del LPM está resumida en la Tabla 2.13 y graficadas en la Figura 2.23. Los hirudíneos y los crustáceos decápodos *Aegla* sp. y *S. spinifrons* presentaron la posición trófica más elevada, en tanto que larvas de quironómidos, los oligoquetos y los moluscos *D. chilensis* y *Chilina* sp. exhibieron la posición trófica estimada más baja (Figura 2.23). El resto de los grupos presentaron posiciones tróficas estimadas intermedias.

TAXÓN	RANGO	MEDIA ± DS
<i>Chilina</i> sp.	1,5 - 2,9	2 ± 0,5
<i>D. chilensis</i>	1,6 - 2,5	2 ± 0,3
Oligochaeta	-	2,4
Hirudinea	4 - 6,1	4,8 ± 0,8
<i>Aegla</i> sp.	3,3 - 5	4,3 ± 0,6
<i>S. spinifrons</i>	3,2 - 4,7	3,9 ± 0,4
<i>Hyalella</i> sp.	2,6 - 4,5	3,7 ± 0,8
Ephemeroptera (larvas)	3,3 - 4,5	3,8 ± 0,4
Odonata (larvas)	2,9 - 3,8	3,3 ± 0,3
Plecoptera (larvas)	3,1 - 4,8	3,8 ± 0,6
Trichoptera (larvas)	2,7 - 4,6	3,6 ± 0,6
Chironomidae (larvas)	2,6 - 2,9	2,8 ± 0,1

Tabla 2.13: Rangos y medias ± desvíos estándar (DS) de la posición trófica estimada calculada para los macroinvertebrados del Lago Perito Moreno.

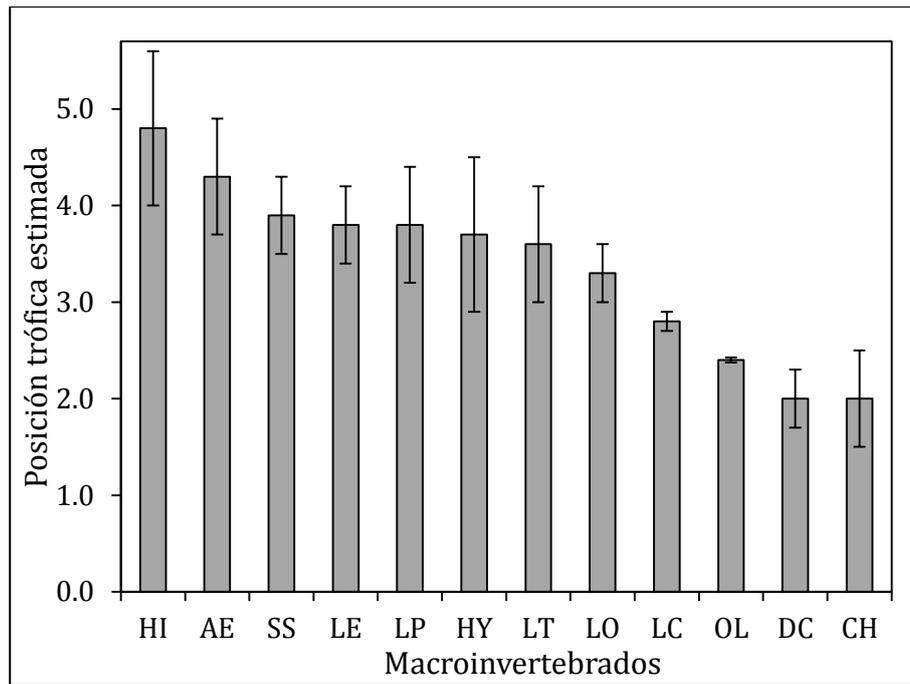


Figura 2.23: Posición trófica media estimada y desvíos estándar (barras verticales) de los macroinvertebrados del Lago Perito Moreno. HI-Hirudinea, AE-*Aegla* sp., SS-*Samastacus spinifrons*, LE-larvas de Ephemeroptera, LP-larvas de Plecoptera, HY-*Hyalella* sp., LT-larvas de Trichoptera, LO-larvas de Odonata, LC-larvas de Chironomidae, OL-Oligochaeta, DC-*Diplodon chilensis*, CH-*Chilina* sp.

2.3.5.2. Peces

Los valores de la posición trófica estimados calculados a partir de la ecuación 2.4, para las especies de peces están resumidos en la Tabla 2.14 y graficados en la Figura 2.24.

ESPECIE	RANGO	MEDIA ± DS
Bagre Aterciopelado	2,8 - 3,3	2,9 ± 0,3
Trucha Arco Iris	3,8 - 5,3	4,5 ± 0,4
Trucha Arco Iris juvenil	2,4 - 3,6	2,9 ± 0,3
Trucha de Arroyo	3,6 - 5,1	4,4 ± 0,4
Trucha de Arroyo juvenil	3,5 - 4,4	3,8 ± 0,4
Trucha Marrón	-	4,6
Puyén Chico	2,6 - 3,5	3,0 ± 0,2
Puyén Grande	3,8 - 4,0	3,9 ± 0,1
Pejerrey Patagónico	-	2,9
Pejerrey Patagónico juvenil	2,7 - 3,3	3,0 ± 0,4
Perca Criolla	3,1 - 5,2	4,0 ± 0,5
Perca Criolla juvenil	-	2,8

Tabla 2.14: Rangos y medias ± desvíos estándar (DS) de la posición trófica estimada calculada para los peces del Lago Perito Moreno utilizando la ecuación 2.4.

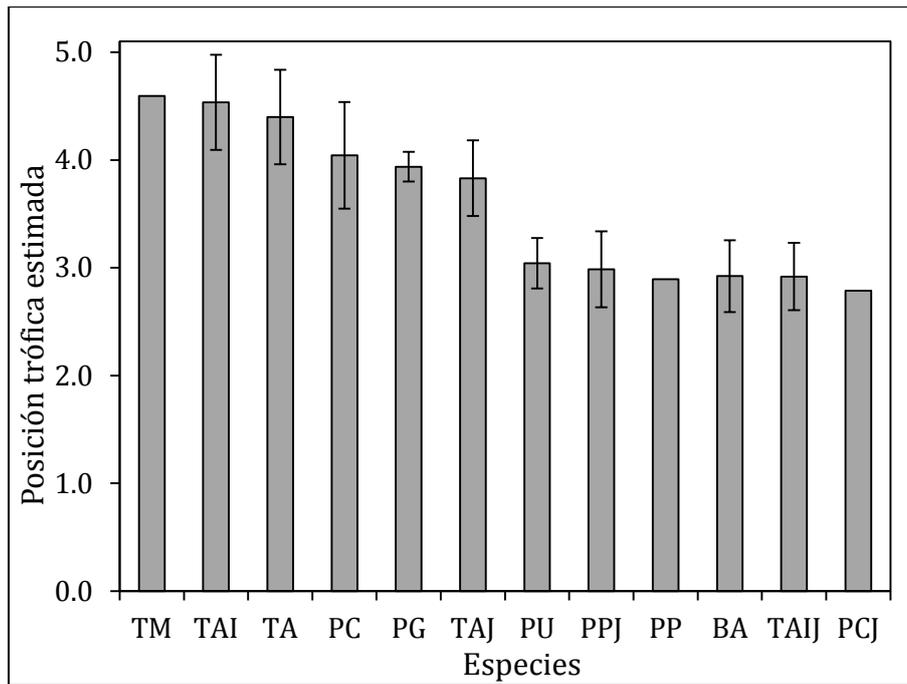


Figura 2.24: Posición trófica media estimada y desvíos estándar (barras verticales) en los peces del Lago Perito Moreno. TM-Trucha Marrón, TAI-Trucha Arco Iris, TA-Trucha de Arroyo, PC- Perca Criolla, PG-Puyén Grande, TAJ-Trucha de Arroyo juvenil, PU-Puyén Chico, PPJ-Pejerrey Patagónico juvenil, BA-Bagre Aterciopelado, TAIJ-Trucha Arco Iris juvenil, PCJ- Perca Criolla juvenil.

Ejemplares adultos de salmónidos y la Perca Criolla presentaron la posición trófica estimada más alta (Tukey $p < 0,05$), y no mostraron diferencias significativas entre sí (Tukey $p > 0,05$; Figura 2.24). El Puyén Grande y juveniles de Trucha de Arroyo exhibieron una posición trófica intermedia, en tanto que Puyén Chico, juveniles de Trucha Arco Iris y de Perca Criolla, el Pejerrey Patagónico, y el Bagre Aterciopelado presentaron la posición trófica estimada más baja (Tukey $p < 0,05$; Figura 2.24).

2.4. DISCUSIÓN

El compartimento pelágico de la trama trófica en los lagos depende principalmente de la producción fitoplanctónica y el compartimento bentónico/litoral, de las macrófitas, de las algas bentónicas y del material de origen terrestre (e.g. Yoshii 1999; Yoshii *et al.* 1999). Las fuentes potenciales de carbono para los consumidores en la base de la trama trófica del LPM incluyen fitoplancton, perifiton, macrófitas y aportes terrestres provenientes del bosque circundante en la forma de detritos y hojas de árboles. Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de estas fuentes variaron ampliamente, lo que provocó una superposición de las señales isotópicas de C, particularmente entre las empobrecidas en ^{13}C (fitoplancton, perifiton, macrófitas emergentes y aportes terrestres). Los valores de

$\delta^{13}\text{C}$ son frecuentemente utilizados para distinguir las diferentes fuentes de C de los organismos siempre y cuando las señales isotópicas de las fuentes sean distintas (Post 2002). Por lo tanto, la superposición observada en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ entre estas fuentes de C, dificultó en algunos casos el aporte de cada una de ellas a los consumidores del LPM.

Las macrófitas sumergidas *M. quitense* y *Nitella* sp. presentaron valores enriquecidos en ^{13}C y empobrecidos en ^{15}N con respecto a las demás plantas acuáticas emergentes muestreadas. Estas diferencias en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ entre los dos grupos de plantas se deben a que la difusión del carbono inorgánico (CO_2 y HCO_3^-) en el agua es varios órdenes de magnitud más lenta que en el aire, limitando su difusión a través de la interface entre el agua y las hojas de las macrófitas sumergidas (Osmond *et al.* 1981). Este proceso limita la diferenciación del isótopo liviano en contra del pesado por parte de las macrófitas sumergidas resultando en un aumento de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ (Keeley & Sandquist 1992).

Aunque se observó una gran variación en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de *M. quitense* en este trabajo ($D\delta^{13}\text{C} = 10,2 \text{ ‰}$), la media de los valores obtenidos ($-14,3 \pm 3,4 \text{ ‰}$) fue bastante elevada comparada con los valores observados en varias especies de *Myriophyllum*, cuyos valores de $\delta^{13}\text{C}$ variaron ampliamente entre $-15,7 \text{ ‰}$ y $-28,7 \text{ ‰}$ (LaZerte & Szalados 1982; Keeley & Sandquist 1992; Keough *et al.* 1996). El $\delta^{13}\text{C}$ de la planta acuática emergente *Ranunculus* sp. ($-26,6 \text{ ‰}$) está dentro de los rangos observados para seis especies de ese género ($-11,6 \text{ ‰}$ a $-29,3 \text{ ‰}$, Keeley & Sandquist 1992) y el del junco *Schoenoplectus californicus* fue similar ($-26,3 \text{ ‰}$) al observado en especies del mismo género ($-27,9 \text{ ‰}$). Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de las macrófitas también fueron muy variables. En algunos casos tales como *M. quitense* esta variación ($D\delta^{15}\text{N} = 20,8 \text{ ‰}$) fue mayor a la observada en los valores de $\delta^{13}\text{C}$. Esta variabilidad en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ es consistente con los resultados Boon & Bunn (1994), quienes sugirieron que tales diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ podrían estar relacionadas con cambios estacionales en las fuentes del nitrógeno asimilado.

Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de las hojas recolectadas de árboles y arbustos y de las hojas en descomposición obtenidas dentro del agua fueron similares en ambos casos. Los efectos de la degradación de las plantas sobre los valores isotópicos de las mismas

son variados y los estudios realizados han reportado tanto cambios en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ (e.g. Benner *et al.* 1987) como ningún efecto sobre los mismos (e.g. Fellerhoff *et al.* 2003).

Los elevados valores de $\delta^{13}\text{C}$ registrados en las macrófitas sumergidas *M. quitense* y *Nitella* sp. con respecto a sus consumidores sugieren que éstos productores primarios no serían una fuente de carbono importante para la trama trófica del LPM. Por el contrario, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de los detritos colectados dentro del agua, de las plantas acuáticas emergentes y del perifiton sugieren que podrían ser fuentes de carbono de mayor importancia para los consumidores primarios que las macrófitas sumergidas. En los lagos, los aportes del ambiente terrestre son importantes tanto para los componentes pelágicos como litorales de la trama trófica (Cole *et al.* 2006; Doi 2009). En este trabajo solo se colectaron detritos y hojas del bosque circundante en una oportunidad pero los resultados aportados por estas muestras no son suficientes para establecer una relación entre los aportes alóctonos al sistema y las comunidades de organismos que podrían hacer uso de este recurso. Sin embargo, Queimaliños *et al.* (2012) observaron que varios indicadores (e.g. valores de $\delta^{13}\text{C}$ del plancton, relación Color/Clorofila *a*) sugieren que los consumidores pelágicos del LPM reciben aportes de carbono orgánico alóctonos.

Hecky & Hesslein (1985), Keough *et al.* (1996) y James *et al.* (2000) no encontraron una relación directa entre las macrófitas y los peces de lagos templados de América del Norte y Nueva Zelanda al analizar los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y de $\delta^{15}\text{N}$ de estos organismos. Sin embargo, Vigliano *et al.* (2003) reportó material vegetal en contenidos estomacales de Trucha Arco Iris, Trucha de Arroyo y Perca Criolla del LPM, aunque en poca proporción comparado con presas como macroinvertebrados o peces. Además, Burns (1972) y Rudolph (2002) encontraron restos de fibras vegetales en contenidos estomacales de *Aegla* sp. y *S. spinifrons*, respectivamente, en cuerpos de agua de Chile. Estos decápodos son presas comunes de los salmónidos y de la Perca Criolla (Juncos *et al.* 2011) y por lo tanto la materia vegetal aportaría indirectamente a los niveles tróficos superiores. Por otra parte, James *et al.* (2000) indican que las macrófitas en descomposición pueden resultar una fuente de carbono importante para macroinvertebrados detritívoros. En este trabajo no se colectaron macrófitas en

descomposición y por lo tanto no fue posible estimar si son una posible fuente de carbono para algún compartimento de la trama trófica del LPM.

La fracción más pequeña de plancton muestreada en este trabajo (F1) es mayor a 10 μm y está compuesta por una mezcla de zooplancton y fitoplancton tales como dinoflagelados, ciliados mixotróficos, rotíferos, diatomeas filamentosas y estadios inmaduros de copépodos y cladóceros (Arribére *et al.* 2010b). Por lo tanto los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de esta fracción son una mezcla de señales isotópicas a partir de la producción autótrofa y de una alimentación heterótrofa y mixótrofa y no estarían reflejando los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de la base del componente pelágico de la trama trófica del LPM. En los lagos del Parque Nacional Nahuel Huapi (PNNH) el fitoplancton está dominado por nanoflagelados mixotróficos como *Chrisochromulina parva* y *Rhodomonas lacustris* los cuales constituyen el alimento principal del zooplancton (Modenutti *et al.* 1998). Como los consumidores están ligeramente enriquecidos en ^{13}C con respecto a su fuente de alimento (DeNiro & Epstein 1978), se infiere que el fitoplancton presenta menores valores que de $\delta^{13}\text{C}$ que las fracciones muestreadas.

Sin embargo, la fracción mayor del plancton (F3) presentó valores de $\delta^{13}\text{C}$ menores que los de F1 y F2. Este empobrecimiento en ^{13}C de los consumidores con respecto a sus presas, fue observado por varios autores en lagos oligotróficos templados de América del Norte y Europa (e.g. del Giorgio & France 1996; Grey *et al.* 2000). Hay varios mecanismos que pueden explicar el empobrecimiento en ^{13}C del zooplancton en relación a su alimento: (1) puede existir una separación espacial entre el lugar donde el zooplancton es muestreado y el lugar donde se alimenta con las correspondientes diferencias en las fuentes de carbono (del Giorgio & France 1996); (2) pueden existir grandes variaciones en el $\delta^{13}\text{C}$ del fitoplancton en relación a la profundidad debido a una mayor fotoasimilación de CO_2 respiratorio empobrecido en ^{13}C en el metalimnion y en el hipolimnion y el zooplancton al migrar a través de la columna para alimentarse podrían integrar estos cambios en el $\delta^{13}\text{C}$ de las algas (del Giorgio & France 1996); (3) puede ocurrir que las muestras de plancton de pequeño tamaño (F1 y F2) no estén compuestas solamente de fitoplancton y organismos heterotróficos, sino también de detritos terrestres y litorales (Grey & Jones 1999). Estos detritos difieren en su señal isotópica con respecto al fitoplancton y por lo tanto los valores obtenidos de $\delta^{13}\text{C}$

pueden no ser representativos del carbono pelágico de las algas del cual se alimenta el zooplancton (del Giorgio & France 1996); (4) es probable que los componentes de F3 se alimenten de presas de F1 y F2 empobrecidas en ^{13}C pero que al analizar las muestras de F1 y F2, las cuales están compuestas de distintas especies, no haya sido posible individualizar las señales isotópicas por separado.

De los mecanismos expuestos, el primero no sería válido en este estudio debido a que las tres fracciones de plancton fueron tomadas en el mismo día y lugar. La ausencia de diferencias significativas en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de las fracciones de menor tamaño en relación a la profundidad, invalidan el segundo mecanismo. El $\delta^{13}\text{C}$ de la materia orgánica proveniente del MO fue $-2,9\text{‰}$ (*datos no publicados*), valor muy enriquecido en ^{13}C con respecto a las fracciones 1 y 2 en ese brazo. Por lo tanto, los mayores valores de $\delta^{13}\text{C}$ de las fracciones 1 y 2 con respecto al zooplancton podrían explicarse por una potencial contaminación de las muestras con materia orgánica enriquecida en ^{13}C , lo que sustenta la opción (3). En relación a la dieta de los componentes de las F1 y F2, los rotíferos pueden alimentarse de nanoflagelados y bacterias (Ardnt 1993); los ciliados mixotróficos como *Ophrydium naumanni* son heterotróficos, con la capacidad de fotosintetizar debido a la presencia de algas endosimbióticas en su citoplasma o pueden alimentarse de bacterias (Modenutti *et al.* 2008); y los dinoflagelados *Gymnodinium paradoxum* y *G. uberrimum* son autotróficos (Balseiro *et al.* 2001). Tal como se observa, los organismos presentes en F1 (dinoflagelados, ciliados mixotróficos, rotíferos, estadios inmaduros de crustáceos y diatomeas filamentosas; Arribére *et al.* (2010b)) y en F2 (también compuesta por rotíferos, ciliados mixotróficos y estadios inmaduros de crustáceos; Queimaliños *et al.* (2012)) tienen diferentes hábitos alimentarios y por lo tanto podrían tener diferentes valores $\delta^{13}\text{C}$ dependiendo del hábito por lo que la opción (4) también podría explicar las diferencias en $\delta^{13}\text{C}$ entre las distintas fracciones del plancton. Dado que los organismos componentes de las fracciones F1 y F2 no se analizaron separadamente, esta hipótesis no pudo ser corroborada. Por su parte, Zohary *et al.* (1994) y Matthews & Mazumder (2005) sugieren que la variación en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ entre las diferentes fracciones del plancton puede deberse a cambios estacionales tanto en la composición de las especies como de las fuentes de carbono utilizadas por las mismas, que será analizado en detalle en el Capítulo 4.

La fracción de plancton de mayor tamaño (F3) presentó valores más altos de $\delta^{15}\text{N}$ que las fracciones de menor tamaño (F1 y F2). Esto se debe a que F3 está compuesta por especies consumidoras (e.g. *B. gracilipes*, *B. longirostris*, *C. dubia*; Arribére *et al.* 2010b; Queimaliños *et al.* 2012) de los componentes de las fracciones de menor tamaño (e.g. dinoflagelados y ciliados mixotróficos; Balseiro *et al.* 2001).

Dado que *B. gracilipes* es la especie dominante en F3, los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ observados en esa fracción estarían fuertemente influenciados por esta especie. Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de dicho copépodo fueron 9,8 ‰ en el ME y 8,5 ‰ en el MO, valores similares a los obtenidos para F3 en ambos brazos del LPM (9,5 ‰ en ME y 9,0 ‰ en MO). De un modo diferente, los valores de $\delta^{15}\text{N}$ del cladóceros *C. dubia* fueron menores (6,1 ‰ en ME y 5,2 ‰ en MO) que los obtenidos para la F3 en su conjunto. Una situación similar se observó en los valores de $\delta^{13}\text{C}$, los que fueron similares entre *B. gracilipes* y la F3 en el ME (-30,0 ‰ y -29,7 ‰, respectivamente) y en el MO (-27,6 ‰ y -27,3 ‰, respectivamente). A diferencia de lo ocurrido con el $\delta^{15}\text{N}$, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de *C. dubia* fueron mayores en ambos brazos con respecto a los de la F3 (-26,8 ‰ en ME y -25,7 ‰ en MO). La similitud de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre *B. gracilipes* y F3 corroboran la observación de Queimaliños *et al.* (2012) acerca de que *B. gracilipes* es la especie dominante en el zooplancton del LPM durante todo el año. Por el contrario, a pesar de que *C. dubia* también está presente en la misma fracción del plancton durante todo el año, no aportaría isotópicamente a la F3 debido a su baja abundancia relativa.

En este trabajo no se identificaron los ejemplares de las larvas de insectos y la separación de las mismas se hizo según el Orden al que pertenecen. Por lo tanto, las muestras analizadas pueden contener ejemplares de varias especies, las cuales tienen hábitos alimentarios diferentes y por ende pertenecen a grupos funcionales alimentarios distintos. En relación a ello, las larvas de plecópteros pueden ser carnívoras, herbívoras (fragmentadoras o detritívoras y raspadoras) y las larvas de tricópteros pueden ser herbívoras (fragmentadoras de hojarasca, raspadoras de perifiton), detritívoras (colectoras filtradoras) o predadoras (Domínguez & Fernández 2009, Brand & Miserendino 2012). Como las señales isotópicas del carbono y nitrógeno dependen del tipo de dieta (e.g., los trituradores suelen estar empobrecidos en ^{15}N con respecto a los predadores, Cremona *et al.* 2010), agrupar organismos con diferentes hábitos alimenticios genera una mezcla de estas señales con la consecuente limitación

para discernir las fuentes de carbono y de nitrógeno. Por lo tanto, al agrupar las larvas de tricópteros y plecópteros se asume que pertenecen al mismo grupo funcional. Esto puede conducir a malinterpretar los resultados si en realidad los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ obtenidos integran las señales de varios grupos funcionales diferentes.

En general, los macroinvertebrados presentaron valores de $\delta^{15}\text{N}$ más bajos que los peces, salvo por los hirudíneos cuyos valores fueron similares a los de los salmónidos (e.g. $(12,3 \pm 2,6)$ ‰ en hirudíneos y $(12,0 \pm 0,5)$ ‰ en Trucha Arco Iris en ME). Los hirudíneos recolectados no fueron identificados hasta el nivel de género; sin embargo, es probable que pertenezcan al género *Helobdella* de la familia Glosiphoniidae dado que especies de este grupo fueron identificados en cuerpos de agua del Parque Nacional Nahuel Huapi (*Helobdella* sp. en el lago Escondido, Añón Suárez 1991; *H. nahuelhuapensis* en el Lago Nahuel Huapi, Gullo 2006; y *H. fantasmae* en la Laguna Fantasma, Gullo 2009). Se ha indicado que los miembros de este género son depredadores de invertebrados acuáticos (Siddall & Borda 2003; Ocegüera Figueroa 2007). En el LPM los altos valores de $\delta^{15}\text{N}$ indican que posiblemente se alimenten de macroinvertebrados o restos de organismos enriquecidos en ^{15}N , como por ejemplo decápodos o larvas de insectos. Cremona *et al.* (2010) también observaron en el Lago St. Pierre, (Canadá), que los hirudíneos presentaron los valores más altos de $\delta^{15}\text{N}$ de todos los macroinvertebrados muestreados y sugirieron que ello se debería a que se alimentan de peces los cuales están generalmente en un nivel más alto de la trama trófica que los macroinvertebrados.

Los crustáceos decápodos *Aegla* sp. y *S. spinifrons* y las larvas de efemerópteros presentaron valores de $\delta^{15}\text{N}$ similares entre sí y más bajos que los hirudíneos, lo que los ubica en un nivel trófico más bajo. *Aegla* sp. es omnívora y su dieta incluye perifiton, materia vegetal en descomposición, invertebrados acuáticos y materia orgánica fina particulada (Burns 1972). *S. spinifrons* es una especie generalista y oportunista que se alimenta de todos los niveles tróficos existentes en su ecosistema (politrofia) (Rudolph 2002; Rudolph *et al.* 2010). Las larvas de efemerópteros en su mayoría son herbívoras, aunque algunas especies son carnívoras (Domínguez & Fernández 2009). Los altos valores de $\delta^{15}\text{N}$ de las dos especies de crustáceos, comparados con el resto de los macroinvertebrados muestreados, se corresponden con su tipo de alimentación

omnívora con predominancia de alimentos de origen animal (Burns 1972; Rudolph 2002). Las larvas de efemerópteros, no fueron identificadas en este trabajo por lo que sus hábitos alimenticios no pudieron ser correlacionados con los valores de $\delta^{15}\text{N}$ obtenidos. Sin embargo los altos valores de $\delta^{15}\text{N}$ observados se corresponderían con los de una dieta omnívora. Gu *et al.* (1997) y Strand (2005) observaron valores bajos de $\delta^{15}\text{N}$ en larvas de efemerópteros herbívoro-detritívoras comparadas con otros consumidores primarios y Cremona *et al.* (2010) observaron que los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de efemerópteros colectores eran elevadas y similares a las de organismos pastoreadores y omnívoros.

Las larvas de odonatos son depredadoras de distintos organismos acuáticos tales como efemerópteros, ninfas de su misma especie, dípteros y hasta renacuajos y peces pequeños (Domínguez & Fernández 2009; Muzón 2009). Contrariamente a lo esperado, este grupo presentó en general valores de $\delta^{15}\text{N}$ más bajos que algunos consumidores primarios tales como *Chilina* sp. y *D. chilensis*, los cuales se alimentan de perifiton y diatomeas, y protozoos, bacterias y detritos orgánicos, respectivamente (Bosnia *et al.* 1990; Brugni & Viozzi 2006). Es probable que los odonatos del LPM estén predando sobre presas empobrecidas en ^{15}N con respecto a la mayoría de los macroinvertebrados tales como larvas de quironómidos u oligoquetos, los cuales, al menos en el MO, presentaron los valores de $\delta^{15}\text{N}$ más bajos de esa comunidad.

Los ejemplares de *Chilina* sp. fueron recolectados de la superficie de piedras y troncos sumergidos donde se alimentan del perifiton (Bosnia *et al.* 1990; Díaz Villanueva *et al.* 2004). Sin embargo, los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de *Chilina* sp. y de su potencial alimento fueron similares y por lo tanto el enriquecimiento isotópico entre niveles tróficos fue casi despreciable. Además, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en perifiton, a pesar de variar en un rango amplio, presentaron una diferencia con los valores medios de *Chilina* sp. de 6,7 ‰, lo que sugiere que el perifiton no sería la fuente de carbono de los caracoles. En varios trabajos se ha observado que dentro de un mismo sistema los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ del perifiton varían en el espacio y el tiempo y que los factores que producen esta variación son múltiples: cambios estacionales en la temperatura y en la irradiación solar, velocidad del agua (turbulencia), composición del carbono inorgánico y orgánico disueltos, composición taxonómica, biomasa (espesor) y tasa de crecimiento del

perifiton y tipo de sustrato donde se desarrolla, entre otras (MacLeod & Barton 1998; Hill & Middleton 2006; Hladyz *et al.* 2011). La influencia de todos estos factores sobre las señales isotópicas del C y N implica que para poder hacer inferencias concluyentes sobre el rol del perifiton como fuente de C para los consumidores primarios es fundamental obtener muestras de ambos al mismo tiempo en cada sitio de muestreo. Debido a que en el LPM la presencia de perifiton es estacional, solamente en un caso se obtuvieron muestras de caracoles y de perifiton en el mismo sitio de muestreo al mismo tiempo. Sin embargo, aún en ese caso, los valores de $\delta^{15}\text{N}$ fueron idénticos (2,1 ‰) y la diferencia entre los valores $\delta^{13}\text{C}$ fue elevada (5,4 ‰) superando el fraccionamiento trófico de aproximadamente 1,0 ‰ entre dos niveles tróficos. Hamilton *et al.* (2005) observaron que los organismos que conforman el perifiton y los detritos asociados presentaban diferentes valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$. Dado que muchos consumidores acuáticos ingieren o asimilan selectivamente ciertos componentes del perifiton (e.g. *Chilina dombeiana*, Díaz Villanueva *et al.* 2004), no separar los detritos de la muestra puede originar diferencias significativas entre las señales isotópicas de los consumidores y sus posibles fuentes de alimentos (Hamilton *et al.* 2005). Si bien en este estudio las muestras de perifiton fueron lavadas repetidamente con agua en el lugar de muestreo y en el laboratorio para intentar eliminar la mayor cantidad de detritos, no se realizó una separación mecánica como sugieren Hamilton *et al.* (2005). En base a ello, es probable que los detritos permanecieran asociados a las muestras y que diluyeran la señal $\delta^{13}\text{C}$ y enriquecieran la de $\delta^{15}\text{N}$, siendo esta la posible causa de que no se observa fraccionamiento trófico del $\delta^{15}\text{N}$ y se observa un enriquecimiento mayor al 1,0 ‰ del $\delta^{13}\text{C}$ entre el perifiton y *Chilina* sp.

Los tejidos de los consumidores están enriquecidos en ^{15}N en relación a su alimento alcanzando las mayores concentraciones en los predadores topos de las tramas tróficas (Cabana & Rasmussen 1996). Los altos valores de $\delta^{15}\text{N}$ obtenidos en los salmónidos y las percas adultas en relación al resto de los organismos muestreados, sugieren que éstos poseen el mayor nivel trófico de la comunidad ictícola y de toda la trama trófica del LPM. Estos resultados son consistentes con los estudios de dieta realizados en el LPM, en los cuales se observó que estas especies consumen peces, especialmente Puyén Chico, y otros organismos (decápodos crustáceos, moluscos, larvas de insectos) (Macchi *et al.* 2007; Vigliano *et al.* 2009; Juncos *et al.* 2011), los

cuales están en niveles tróficos más bajos dentro de la trama trófica. Las demás especies de peces muestreadas (Puyén Chico y Grande, Bagre Aterciopelado, Pejerrey Patagónico), presentaron valores de $\delta^{15}\text{N}$ más bajos que los de los salmónidos y las percas, lo que los posiciona en un nivel trófico más bajo. Estos resultados de $\delta^{15}\text{N}$ son el reflejo de las diferencias en la composición de la dieta y de las proporciones de las diferentes presas consumidas por los diferentes peces. Los organismos presentes en la dieta de los salmónidos y de la Perca Criolla (peces, crustáceos decápodos y larvas de insectos), poseen en general concentraciones de $\delta^{15}\text{N}$ más elevadas que las presas del Bagre Aterciopelado, del Puyén Chico, del Pejerrey Patagónico y de los juveniles de salmónidos, razón por la cual estos peces poseen valores de $\delta^{15}\text{N}$ más bajos que los observados en los salmónidos y en la Perca Criolla. Los salmónidos consumen una alta proporción de Puyén Chico (media $\delta^{15}\text{N} = 9,1 \text{ ‰}$), juveniles de peces (media $\delta^{15}\text{N} = 8,6 \text{ ‰}$) y decápodos crustáceos (media $\delta^{15}\text{N} = 6,7 \text{ ‰}$), cuyos valores medios de $\delta^{15}\text{N}$ son más altos que los de las presas del Bagre Aterciopelado (*Hyaella* sp. media = $5,7 \text{ ‰}$, larvas de insectos media = $5,1 \text{ ‰}$), del Puyén Chico (larvas de quironómidos media = $2,6 \text{ ‰}$, *Hyaella* sp. media = $5,7 \text{ ‰}$ y plancton media = $6,6 \text{ ‰}$) y del Pejerrey Patagónico (plancton media = $6,6 \text{ ‰}$ y macroinvertebrados bentónicos media = $5,6 \text{ ‰}$). Llamativamente, tanto los macroinvertebrados bentónicos como el zooplancton consumido por el Pejerrey Patagónico están enriquecidos en ^{13}C con respecto a su consumidor. Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ del zooplancton variaron ampliamente ($-32,9 \text{ ‰}$ a $-26,9 \text{ ‰}$) y la causa de esta variación podría deberse a factores estacionales. Una posibilidad es que los valores $\delta^{13}\text{C}$ observados en adultos de Pejerrey Patagónico estén reflejando las señales isotópicas del zooplancton consumido durante la estación del año en que sus valores de $\delta^{13}\text{C}$ fueron los menores.

Aproximadamente el 75 % de la dieta del Puyén Grande en el LPM está compuesta por macroinvertebrados bentónicos (*Hyaella* sp., *S. spinifrons* y moluscos) y el 25 % restante está constituida por diferentes especies de peces (excepto el Puyén Chico) (Juncos *et al.* 2011). Esta mayor proporción de macroinvertebrados en la dieta en comparación con los salmónidos, sería la causante de los menores valores de $\delta^{15}\text{N}$ observados en esta especie. Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ del único ejemplar de Trucha Marrón capturado estuvieron dentro del rango de los valores observados para la Trucha Arco Iris y la Trucha de Arroyo. La mayor proporción de la dieta de la Trucha Marrón

está compuesta por el Puyén Chico y otros peces, y al igual que los otros salmónidos también consume crustáceos decápodos y larvas de insectos (Juncos *et al.* 2011), aunque los ejemplares de tallas mayores a 70 centímetro consumen peces exclusivamente (Macchi 2004).

Los juveniles de Pejerrey Patagónico, Trucha Arco Iris y Trucha de Arroyo presentaron valores enriquecidos y empobrecidos en ^{13}C y ^{15}N respectivamente con respecto a los adultos. Los mayores valores de $\delta^{15}\text{N}$ observados en los adultos de estas tres especies se deben probablemente al consumo de peces y macroinvertebrados bentónicos en el caso de los salmónidos (Juncos *et al.* 2011) y de zooplancton y organismos bentónicos (Macchi 2004) en el caso del Pejerrey Patagónico, presas enriquecidas y empobrecidas en ^{15}N y ^{13}C respectivamente, en comparación con las presas de los juveniles (e.g. zooplancton litoral y larvas de insectos (Cervellini *et al.* 1993; Juncos *et al.* 2011).

Los resultados obtenidos a través del modelo de mezcla SIAR son en general consistentes con las proporciones de las diferentes presas observadas en estudios sobre la dieta de los peces del LPM basados en el análisis de contenidos estomacales (Bubach 2010; Juncos *et al.* 2011). Según el modelo de mezcla, el Puyén Chico fue la presa que más contribuyó a la dieta de la Trucha Arco Iris en relación a las demás presas (larvas de insectos, decápodos y *Chilina* sp.). Vigliano *et al.* (2009) y Juncos *et al.* (2011) observaron en el LPM que el Puyén Chico en todos sus estadios del ciclo de vida fue el componente más importante en la dieta de la Trucha Arco Iris. En dichos trabajos también se indica que las larvas de insectos fueron el segundo ítem más abundante en la dieta de la Trucha Arco Iris y en menor proporción, moluscos, *Aegla* sp. y *S. spinifrons*. Estas proporciones obtenidas a través del análisis de contenidos estomacales son similares a las resultantes del modelo de mezcla para esta especie.

En el caso de la Trucha de Arroyo, el modelo determinó que el Puyén Chico es la fuente de alimento que más aporta a su dieta, pero con una proporción relativa menor a la observada en la Trucha Arco Iris (42 % contra 76 %). Le siguieron en importancia los peces juveniles de Trucha Arco Iris, Trucha de Arroyo y Pejerrey Patagónico, y las presas que menos contribuyeron a la dieta fueron los crustáceos decápodos y las larvas de insectos. Tal como refleja el modelo, a través del análisis de contenidos estomacales

Juncos *et al.* (2011) observaron en el LPM que el Puyén Chico fue la presa más consumida por la Trucha de Arroyo. Estos autores observaron que otros peces también contribuyeron en gran medida a la dieta de este consumidor, al igual que las larvas y pupas de insectos y *Aegla* sp.

A diferencia de lo observado en los salmónidos, el análisis de contenidos estomacales indicó que las presas más importantes de la Perca Criolla en el LPM fueron las larvas y pupas de insectos y *S. spinifrons*, y en menor proporción el Puyén Chico y los anfípodos (Juncos *et al.* 2011). Sin embargo, el modelo de mezcla sugiere que el Puyén Chico es el ítem que más contribuye a la dieta de la Perca Criolla (61 % del total de la dieta) y que el resto de los ítems considerados en el modelo (larvas de insectos, anfípodos, decápodos y moluscos), contribuyen en menor medida (entre el 14 % y el 2 %). Estas diferencias pueden deberse a la variabilidad de los valores isotópicos de la Perca Criolla (los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ variaron más ampliamente que en los salmónidos), similitud en las señales isotópicas de las presas, o imprecisiones en la estimación de los factores de enriquecimiento isotópico (Logan *et al.* 2011). Por lo tanto, las proporciones obtenidas en el caso de esta especie a través del modelo SIAR deben ser consideradas con cautela al momento de comparar con el análisis de contenidos estomacales.

En el Puyén Chico los valores de $\delta^{15}\text{N}$ decrecieron al aumentar el largo, de 10,4 ‰ a 7,5 ‰ ($D\delta^{15}\text{N} = 2,9$ ‰) en los ejemplares de menor y mayor tamaño, respectivamente. Por el contrario, los juveniles de Trucha Arco Iris exhibieron menores valores de $\delta^{15}\text{N}$ con respecto a los adultos de tallas mayores. Tal como sugirieran Power *et al.* (2002) y Keyse *et al.* (2007) para diferentes especies de salmónidos, la correlación negativa entre el largo corporal y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en el Puyén Chico indicaría que los juveniles se alimentan de presas que poseen valores más elevados de $\delta^{15}\text{N}$ que los adultos y a su vez reflejaría un cambio ontogenético en los hábitos alimenticios. Reissig (2005) observó en el MO que los juveniles y adultos de Puyén Chico migran a la zona pelágica para alimentarse durante la noche y permanecen en la zona litoral durante el día, evitando así la depredación por parte de los peces piscívoros. En la zona pelágica se alimentan de zooplancton, particularmente del cladóceros *C. dubia*, y en la zona litoral el copépodo *B. longirostris* es dominante en la dieta de los individuos de menor tamaño y a medida que estos aumentan de tamaño, las larvas de quironómidos, anfípodos e

insectos adultos adquieren mayor relevancia (Reissig 2005). Estas diferencias en la proporción de las presas entre los juveniles y los adultos podrían ser las responsables de las diferencias observadas en los valores de $\delta^{15}\text{N}$, dado que el zooplancton de la zona pelágica del lago posee valores enriquecidos en ^{15}N ($\delta^{15}\text{N}$ ($8,3 \pm 1,5$) ‰) comparados con las presas bénticas/litorales (larvas de quironómidos ($\delta^{15}\text{N}$ ($2,6 \pm 0,4$) ‰), anfípodos ($\delta^{15}\text{N}$ ($5,7 \pm 1,0$) ‰) y macrotrícidos ($\delta^{15}\text{N}$ 1,0 ‰)). Si estas diferencias en las proporciones de las presas consumidas por los juveniles y los adultos son las causantes del enriquecimiento en ^{15}N en los ejemplares de menor tamaño, se esperaría que los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de *B. longirostris* fuesen más elevados que los de las presas litorales que dominan en la dieta de los adultos. Sin embargo, dado que *B. longirostris* no fue muestreado en este trabajo, esta hipótesis no pudo ser corroborada.

La diferencia observada entre los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de los adultos y juveniles de Trucha Arco Iris sugiere que los ejemplares de menor tamaño se alimentan de organismos que están en un nivel trófico más bajo que los de los adultos, y la similitud en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ reflejarían una fuente similar de carbono. A través del estudio de contenidos estomacales, Juncos *et al.* (2011) también observaron cambios ontogenéticos en la dieta de la Trucha Arco Iris en el LPM. Según estos autores, presas pequeñas como larvas de insectos fueron gradualmente remplazadas por presas más grandes y de mayor contenido energético tales como *S. spinifrons* y Puyén Chico. Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ avalan estas observaciones debido a que las larvas de insectos poseen valores de $\delta^{15}\text{N}$ más bajos que los del Puyén Chico o los crustáceos decápodos. Grey (2001) también observó una correlación positiva entre los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y el tamaño corporal en ejemplares de Trucha Marrón del lago Ness, Escocia, pero ninguna tendencia entre la talla y $\delta^{13}\text{C}$, hecho que fue explicado por un cambio en la dieta acompañado por una selección de presas cada vez más grandes y por cambios en los hábitos alimenticios.

La falta de correlación entre los isotopos estables de C y N en la Trucha de Arroyo, la Perca Criolla y el Bagre Aterciopelado podría estar causada por el hecho de que solamente se capturaron adultos y algunos juveniles, espectro que quizás haya sido insuficiente para reflejar alguna tendencia. Pese a que en ambos brazos del LPM se

capturaron algunos juveniles de Trucha de Arroyo, el número de individuos no fue suficiente para observar una correlación entre el largo total y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ o $\delta^{13}\text{C}$.

Los estudios previos realizados en el LPM y en otros lagos del PNNH se han limitado a analizar las relaciones tróficas del plancton y de los peces, pero no hay trabajos en los que se integran todos los compartimentos de la trama trófica. Tradicionalmente estos estudios se basaban en el análisis de contenidos estomacales, sin embargo, durante los últimos años, el análisis de isótopos estables de carbono y nitrógeno ha sido uno de los principales métodos utilizados para analizar la estructura de las tramas tróficas. Esta técnica proporciona la visualización de las relaciones tróficas entre los organismos integradas en el tiempo y el espacio, y a su vez permite la creación de modelos de estructura trófica (Layman *et al.* 2012). Ambas técnicas son complementarias y cada una provee de un nivel de resolución que no puede ser proporcionado por la otra (Clarke *et al.* 2005). Por ejemplo, en el LPM el análisis de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ corroboró relaciones tróficas entre los peces y sus presas que habían sido previamente observadas a través del análisis de los contenidos estomacales. Aunque el bajo número de muestras obtenidas no permitió en algunos casos establecer relaciones tróficas confiables entre los organismos y de que además no se contó con una buena resolución taxonómica en algunos grupos tales como las larvas de insectos, los datos disponibles permitieron situar a los organismos en diferentes niveles tróficos e inferir posibles fuentes de carbono para los consumidores.

CAPÍTULO 3: VARIACIÓN ESPACIAL EN LAS SEÑALES ISOTÓPICAS DE LOS ORGANISMOS DEL LAGO PERITO MORENO

3.1. INTRODUCCIÓN

Las señales isotópicas de carbono y nitrógeno de los productores y consumidores pueden variar espacialmente dentro de un sistema acuático, y esta variación puede influir en la interpretación de los patrones isotópicos de un lago determinado o en las comparaciones entre lagos (Syvaranta *et al.* 2006), resultando en una evaluación errónea de la dinámica y estructura de la trama trófica (Guzzo *et al.* 2011).

Se ha demostrado que las señales isotópicas varían entre los distintos compartimentos (pelágico/litoral/bentónico) dentro de un mismo lago o entre lagos (France 1995*b*; Vander Zanden & Rasmussen 1999). Hay varias causas que pueden explicar estas variaciones espaciales. Entre ellas se pueden mencionar algunas de origen antrópico, tales como aportes de desechos residuales o fertilizantes al sistema (Cabana & Rasmussen 1996; Harvey & Kitchell 2000; Borderelle *et al.* 2009), o de origen natural, tales como variaciones en la morfometría del lago (Syvaranta *et al.* 2006; Mbabazi *et al.* 2010), aportes alóctonos diferenciales de materia orgánica (Cremona *et al.* 2009), procesos de desnitrificación (Cremona *et al.* 2010) y de nitrificación (Finlay *et al.* 2007), o diferencias en la composición isotópica del nitrógeno inorgánico disuelto (NID) disponible para los productores primarios (Legget *et al.* 2000).

Zambrano *et al.* (2010) observaron variaciones en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en peces de diferentes cuerpos de agua del sistema dulceacuícola Xochilmilco, México, las cuales fueron explicadas por diferencias isotópicas en la línea de base y en la estructura de la trama trófica. Ambas diferencias estarían relacionadas con la presencia de peces exóticos y variaciones espaciales en la calidad del agua causadas por aportes de desechos urbanos y agrícolas. Mbabazi *et al.* (2010) documentaron diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de invertebrados y peces entre sitios con características ambientales similares en el lago Kyoga, África. Estas diferencias fueron el reflejo de la diferente morfometría de los sitios de muestreo.

Los dos cuerpos de agua de mayor tamaño que componen el sistema del Lago Perito Moreno (LPM), brazos Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO), poseen distintas características geográficas e hidrogeomórficas (Figura 2.1 y Figura 2.2, Tabla 1.1). Ambos brazos presentan diferencias en la morfometría de sus cubetas: el MO presenta zonas de profundidad variable y una zona litoral más extensa y de menos pendiente, en tanto que el ME presenta una profundidad uniforme y una zona litoral de pendiente más abrupta. La zona litoral del MO permite el desarrollo de macrófitas sumergidas y emergentes y el bosque circundante llega hasta la línea del agua (Figura 1.4). Las costas del ME son en general pedregosas, allí no abundan las macrófitas y la vegetación circundante está más alejada del agua que en el MO (Figura 1.5).

Las especies de peces presentes en el ME y en el MO son las mismas (Barriga *et al.* 2012) y éstas pueden desplazarse entre los cuerpos de agua que componen el sistema del LPM a través de los canales que los conectan. Esto fue comprobado en ejemplares de Perca Criolla (*Percichthys trucha*) provistos de receptores de telemetría acústica (Buria *et al.* 2007).

La composición del plancton de ambos brazos presenta diferencias. En el ME *Stentor araucanus* y *Bosmina longirostris* estuvieron ausentes de las fracciones de menor tamaño, con la consecuente disminución de la diversidad en esas fracciones (Arribére *et al.* 2010b). En las distintas fracciones se observaron diferencias en las especies dominantes (en términos de biomasa) entre el ME y el MO (Queimaliños *et al.* 2012). En cuanto a los macroinvertebrados no hay trabajos publicados donde se compare la composición de especies entre los brazos.

Un sistema como el del LPM, compuesto por dos brazos de agua interconectados, los cuales poseen diferentes características geográficas e hidrogeomórficas, pero una composición similar de especies, presenta una situación ideal para comparar las señales isotópicas del carbono y del nitrógeno de sus organismos, y como estas señales están influenciadas por estas características de dichos brazos. Por lo tanto, en este capítulo se compararán las relaciones tróficas de los organismos del ME y del MO utilizando los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$.

3.2. MATERIALES Y MÉTODOS

El diseño muestral, los sitios de muestreo, los métodos de recolección, procesamiento y análisis de las muestras fueron detallados en el Capítulo 2, en las secciones 2.2.1. – 2.2.4.

Para realizar la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre el ME y el MO, solamente se utilizarán los taxa que fueron obtenidos en ambos brazos. Estos son:

- Peces: Puyén Chico, adultos y juveniles de Trucha de Arroyo, adultos de Trucha Arco Iris y Perca Criolla y juveniles de Pejerrey Patagónico.
- Macroinvertebrados: larvas de Odonata, larvas de Ephemeroptera, larvas de Trichoptera y larvas de Plecoptera, Hirudinea, *Hyaella* sp., *Aegla* sp., *Samastacus spinifrons*, *Diplodon chilensis* y *Chilina* sp.
- Productores primarios: Perifiton, *Myriophyllum quitense*, *Galium* sp., *Hydrocotyle chamaemorus*, hojas de *Nothofagus dombeyi* y *Luma apiculata*.
- Plancton: las 3 fracciones muestreadas: Fracción 1 (F1: (10 – 53) μm), Fracción 2 (F2: (53 – 200) μm) y Fracción 3 (F3: > 200 μm).

En los casos en los que se contaron con suficiente cantidad de muestras, se realizaron pruebas estadísticas para confirmar la similitud o diferencia significativa entre las mismas.

3.2.1. Modelos de Mezcla

Al igual que en el Capítulo 2, se utilizó el modelo de mezcla SIAR v4.0 para evaluar las contribuciones relativas de las diferentes fuentes de alimento a la dieta de los peces del ME y del MO. En este caso, el análisis también se realizó con las especies con las que se tiene mayor número de muestras: Trucha Arco Iris, Trucha de Arroyo y Perca Criolla.

El modelo fue corrido con los mismos parámetros explicados en el Capítulo 2 y los Factores de Fraccionamiento Isotópico (FFI) para cada especie en ME y MO fueron calculados utilizando las ecuaciones 2.2 y 2.3 (Tabla 3.1).

CONSUMIDOR	ME		MO	
	$\Delta\delta^{15}\text{N}$	$\Delta\delta^{13}\text{C}$	$\Delta\delta^{15}\text{N}$	$\Delta\delta^{13}\text{C}$
Trucha Arco Iris	2,5 ± 0,1	2,5 ± 0,3	2,9 ± 0,1	2,1 ± 0,3
Trucha de Arroyo	2,5 ± 0,2	3,2 ± 0,5	2,8 ± 0,3	2,4 ± 0,4
Perca Criolla	2,7 ± 0,3	2,7 ± 0,6	3,2 ± 0,2	1,7 ± 0,3

Tabla 3.1: Medias ± desvíos estándar (DS) de los Factores de Fraccionamiento Isotópico ($\Delta\delta^{15}\text{N}$ y $\Delta\delta^{13}\text{C}$) calculados a partir de las ecuaciones (2.2 y 2.3) para las especies de peces del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO).

3.2.2. Análisis Estadísticos

Los análisis estadísticos se realizaron utilizando los programas estadísticos XLSTAT v7.5 para Microsoft Office 2010 y StatSoft Statistica v8.0.

Las pruebas estadísticas realizadas sobre los datos obtenidos del análisis de las muestras son las siguientes:

- Análisis de la variancia (ANOVA) seguida de una prueba de Tukey HSD:
 - ✓ Para evaluar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ entre las distintas comunidades en el ME y en el MO (Tabla Anexo III.15).
 - ✓ Para evaluar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ entre las distintas especies de peces en el ME y en el MO (Tabla Anexo III.16).
 - ✓ Para evaluar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ entre las fracciones del plancton en el ME y en el MO (Tabla Anexo III.17).
 - ✓ Para evaluar las diferencias en los valores de la posición trófica (PTR) obtenidos de la ecuación (2.4) entre las distintas especies de peces en el ME y en el MO (Tabla Anexo III.18).
- Test-*t* de diferencia de medias:
 - ✓ Para evaluar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las diferentes comunidades entre el ME y el MO (Tabla Anexo III.19).
 - ✓ Para evaluar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de los ejemplares de las siguientes especies: Trucha Arco Iris, Trucha de Arroyo, Puyén Chico y Perca Criolla, entre el ME y el MO (Tabla Anexo III.20).
 - ✓ Para evaluar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las fracciones de plancton entre el ME y el MO (Tabla Anexo III.21).

- ✓ Para evaluar las diferencias en los valores de la PTR estimada de las distintas especies de peces entre el ME y el MO (Tabla Anexo III.22).
- Coeficiente de correlación de Pearson (r) para evaluar la relación lineal entre:
 - ✓ Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ y las tallas de los ejemplares de las siguientes especies capturadas en el LPM: Trucha Arco Iris, Trucha de Arroyo, Puyén Chico, Perca Criolla en el ME y en el MO (Tabla Anexo III.23).
- Análisis de Covarianza (ANCOVA) para evaluar:
 - ✓ Las diferencias entre las pendientes de las rectas de regresión entre los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ y las tallas de los ejemplares de Puyén Chico entre el ME y el MO.

3.3. RESULTADOS

3.3.1. $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en las Comunidades del ME y el MO

Al separar los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de los organismos analizarlos por separado según el brazo del LPM en el que hayan sido capturados se observaron algunas similitudes y diferencias con respecto a las tendencias observadas cuando se analizaron todos los datos juntos en el Capítulo 2. Cuando se analizaron los datos del ME agrupados por comunidad, se observó una tendencia en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ similar a la observada cuando las muestras del LPM fueron analizadas conjuntamente. De esta manera, los peces presentaron valores de $\delta^{15}\text{N}$ significativamente más elevados que las demás comunidades (Tukey $p < 0,0001$), el plancton y los macroinvertebrados presentaron valores similares entre sí (Tukey $p = 0,30$) y el perifiton, las macrófitas y las hojas de árboles presentaron los valores más bajos (Tukey $p < 0,01$). Por el contrario, en el MO todas las comunidades presentaron valores significativamente diferentes de $\delta^{15}\text{N}$ entre ellas (Tukey $p < 0,05$), presentando los peces los mayores valores de $\delta^{15}\text{N}$ y siguiéndoles en importancia el plancton, los macroinvertebrados y los productores primarios (Figura 3.1).

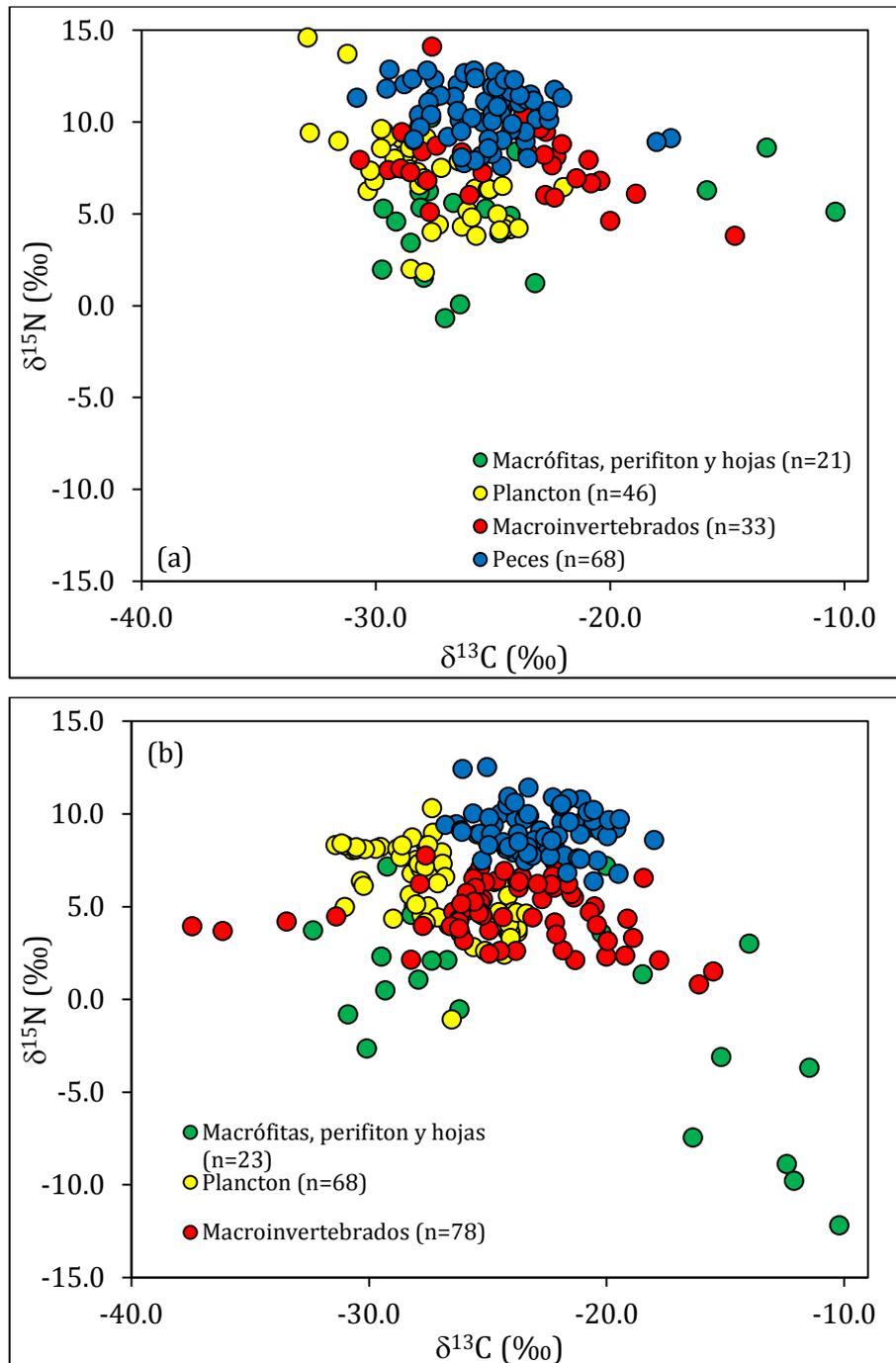


Figura 3.1: Valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las diferentes comunidades de organismos en el Moreno Este (a) y Moreno Oeste (b). El número de muestras (n) por comunidad y la correspondencia entre color y comunidad están referenciadas en la figura.

En el ME los valores de $\delta^{13}\text{C}$, observados en peces, productores primarios y macroinvertebrados fueron similares (Tukey $p > 0,05$) y fueron mayores a los del plancton (Tukey $p < 0,05$; Figura 3.1). En el MO, los peces presentaron valores más altos de $\delta^{13}\text{C}$ que los macroinvertebrados y el plancton (Tukey $p < 0,001$) pero similares a los de los productores primarios (Tukey $p = 0,943$). Los productores primarios no presentaron diferencias con respecto a los macroinvertebrados (Tukey $p = 0,238$), los

que a su vez estuvieron enriquecidos en ^{13}C con respecto al plancton (Tukey $p < 0,0001$; Figura 3.1).

Comparando los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ entre ambos brazos, del LPM las cuatro comunidades presentaron valores significativamente mayores de $\delta^{15}\text{N}$ en el ME que en el MO (Tukey $p < 0,05$). Por el contrario, la comunidad de peces fue la única que presentó diferencias significativas en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ entre los brazos (Tukey $p < 0,0001$), siendo los valores del MO mayores que los del ME (Figura 3.1).

3.3.1.1. Macrófitas, perifiton y hojas de árboles y arbustos

Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ observados en macrófitas, perifiton y hojas de árboles recolectadas en el ME y el MO están resumidos en la Tabla 2.6. En el caso de las macrófitas los valores de $\delta^{15}\text{N}$ obtenidos en algunas especies fueron muy variables. Tal es el caso de *M. quitense* en el MO la cual registró una $D\delta^{15}\text{N}$ de 19,4 ‰ (Figura 3.2, Tabla 2.8). También se observaron valores variables de $\delta^{15}\text{N}$ en perifiton en el ME (entre 1,2 ‰ y 8,4 ‰, $D\delta^{15}\text{N} = 7,2$ ‰), pero no en el MO ($D\delta^{15}\text{N} = 1,0$ ‰). En la Figura 3.2 se puede observar que, en general, los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de las plantas acuáticas emergentes son similares entre sí en cada brazo, y que las hojas de los árboles y arbustos están empobrecidas en ^{15}N con respecto a éstas. Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ también variaron en un rango amplio en algunas especies. En el MO, *M. quitense* y el perifiton variaron en $D\delta^{13}\text{C}$ de 10,0 ‰ y 9,4 ‰, respectivamente. Al igual que cuando se analizaron los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de todo el LPM, en los dos brazos por separado se observa una separación de las señales isotópicas del carbono entre las macrófitas sumergidas (*M. quitense*) y las plantas acuáticas emergentes, el perifiton y las hojas de origen terrestre, estando este último grupo empobrecido en ^{13}C (Figura 3.2).

En esta comunidad no se realizaron pruebas estadísticas para comparar los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ entre los dos brazos del LPM dado el escaso número de muestras recolectadas, pero se pudieron realizar comparaciones mediante la visualización de los gráficos de dispersión (Figura 3.2). Se puede observar que hay una tendencia a mayores valores de $\delta^{15}\text{N}$ en el ME que en el MO, tal es el caso de *M. quitense*, con una media de $(6,7 \pm 1,8)$ ‰ en el ME y $(-3,5 \pm 6,8)$ ‰ en MO, o el perifiton, con $(5,2 \pm 2,6)$ ‰ en ME y

($1,5 \pm 0,5$) ‰ en MO (Figura 3.2, Tabla 2.6). Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ entre estos grupos son similares en ambos brazos (Figura 3.2, Tabla 2.6).

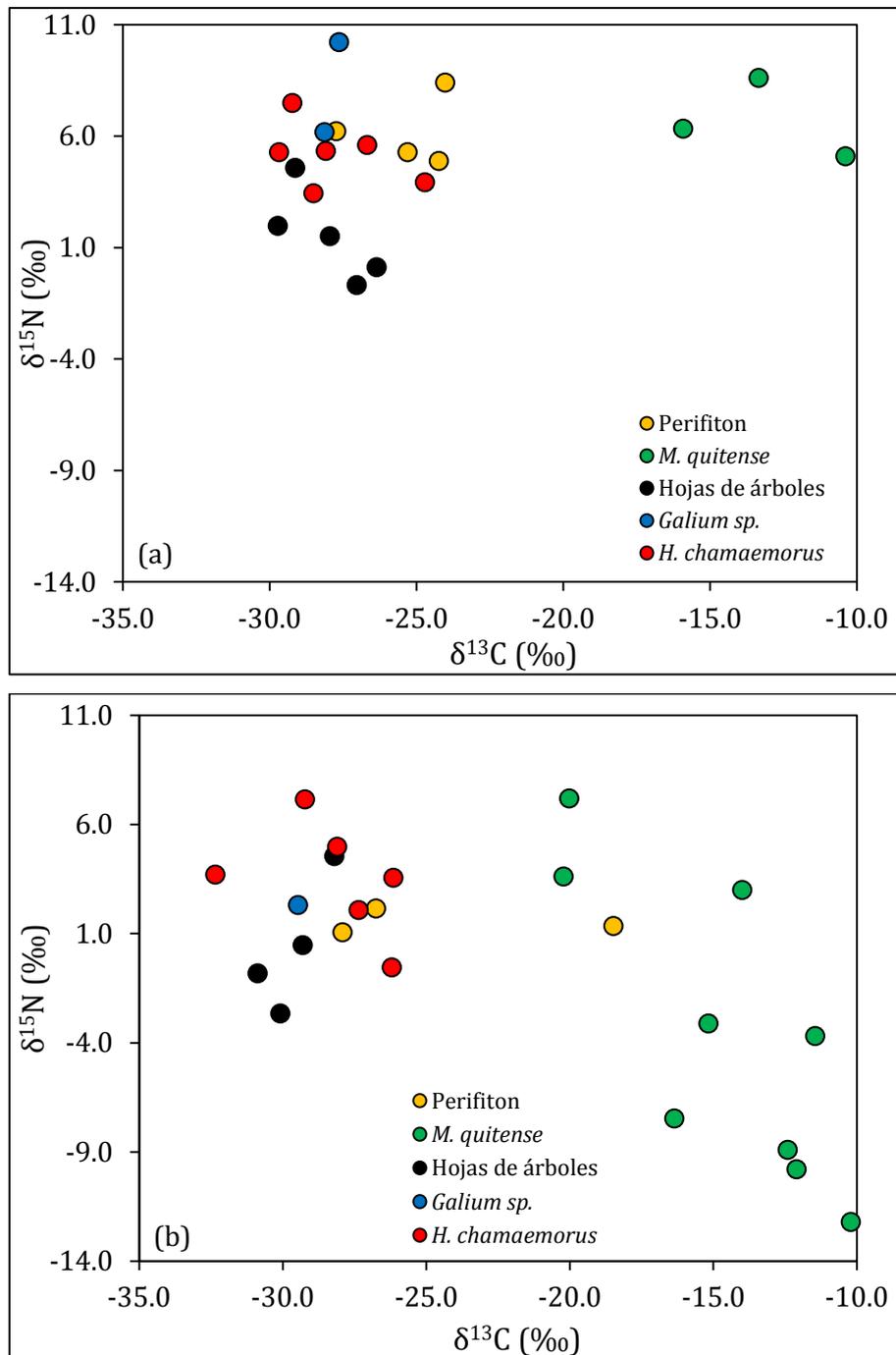


Figura 3.2: $\delta^{15}\text{N}$ vs. $\delta^{13}\text{C}$ comparando el perifiton, las macrófitas y las hojas de árboles en el Moreno Este (a) y Moreno Oeste (b). El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.6. La correspondencia entre color y taxón está referenciada en la figura.

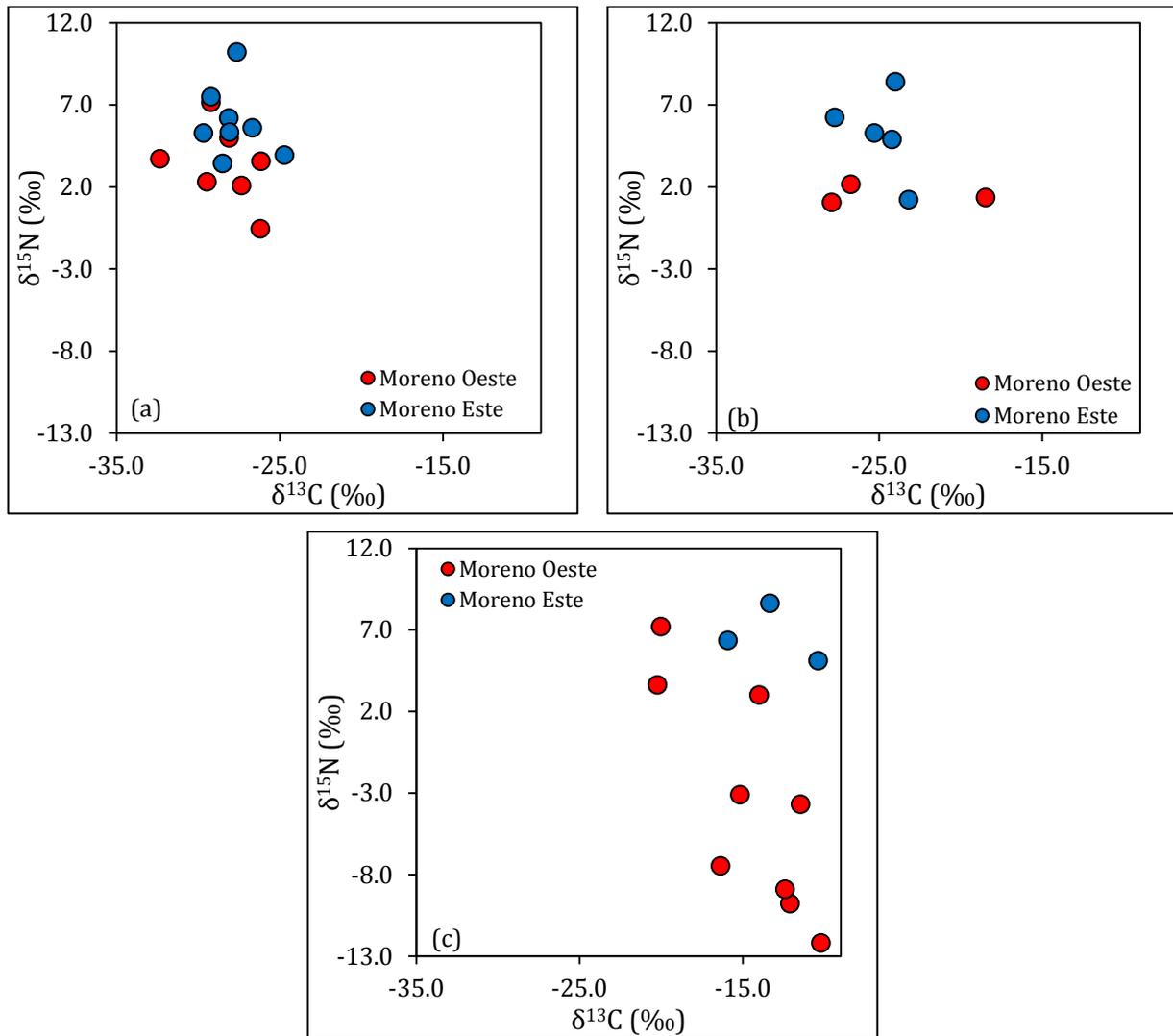


Figura 3.3: Comparación en la distribución de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en Plantas acuáticas emergentes (*Hydrocotyle chamaemorus* y *Galium* sp.) (a), Perifiton (b) y *Myriophyllum quitense* (c); El número de muestras (n) por grupo está detallado en la Tabla 2.6. La correspondencia entre color y grupo está referenciada en la figura.

3.3.1.2. Plancton

En la Tabla 2.9 se resumen los valores de los isótopos estables de C y N obtenidos en las distintas fracciones de plancton muestreadas en el ME y en el MO. En general, si se toman en cuenta todas las fracciones del plancton, los valores de $\delta^{15}\text{N}$ variaron entre 1,8 ‰ y 14,6 ‰ ($\Delta\delta^{15}\text{N} = 12,8$ ‰) en el ME y entre -1,1 ‰ y 10,3 ‰ ($\Delta\delta^{15}\text{N} = 11,4$ ‰) en el MO. Si se analizan las fracciones por separado, se observa que los valores de $\delta^{15}\text{N}$ variaron en un rango muy amplio, especialmente en la F2 en MO (entre -1,1 ‰ y 10,3 ‰; $D\delta^{15}\text{N} = 8,1$ ‰) y en la F3 en el ME (entre 6,5 ‰ y 14,3 ‰; $D\delta^{15}\text{N} = 9,5$ ‰). Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ también variaron en un rango amplio considerando todas las muestras de plancton: $D\delta^{13}\text{C} = 10,9$ ‰ en ME y $D\delta^{13}\text{C} = 8,0$ ‰ en MO. Entre F1 y F3 se observó

un empobrecimiento en ^{13}C de 3,4 ‰ en el ME y 2,7 ‰ en el MO. En las diferentes fracciones la mayor diferencia en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ se observó en la F2 en MO ($D\delta^{13}\text{C} = 7,6$ ‰) y en el ME ($D\delta^{13}\text{C} = 8,1$ ‰) (Figura 3.4).

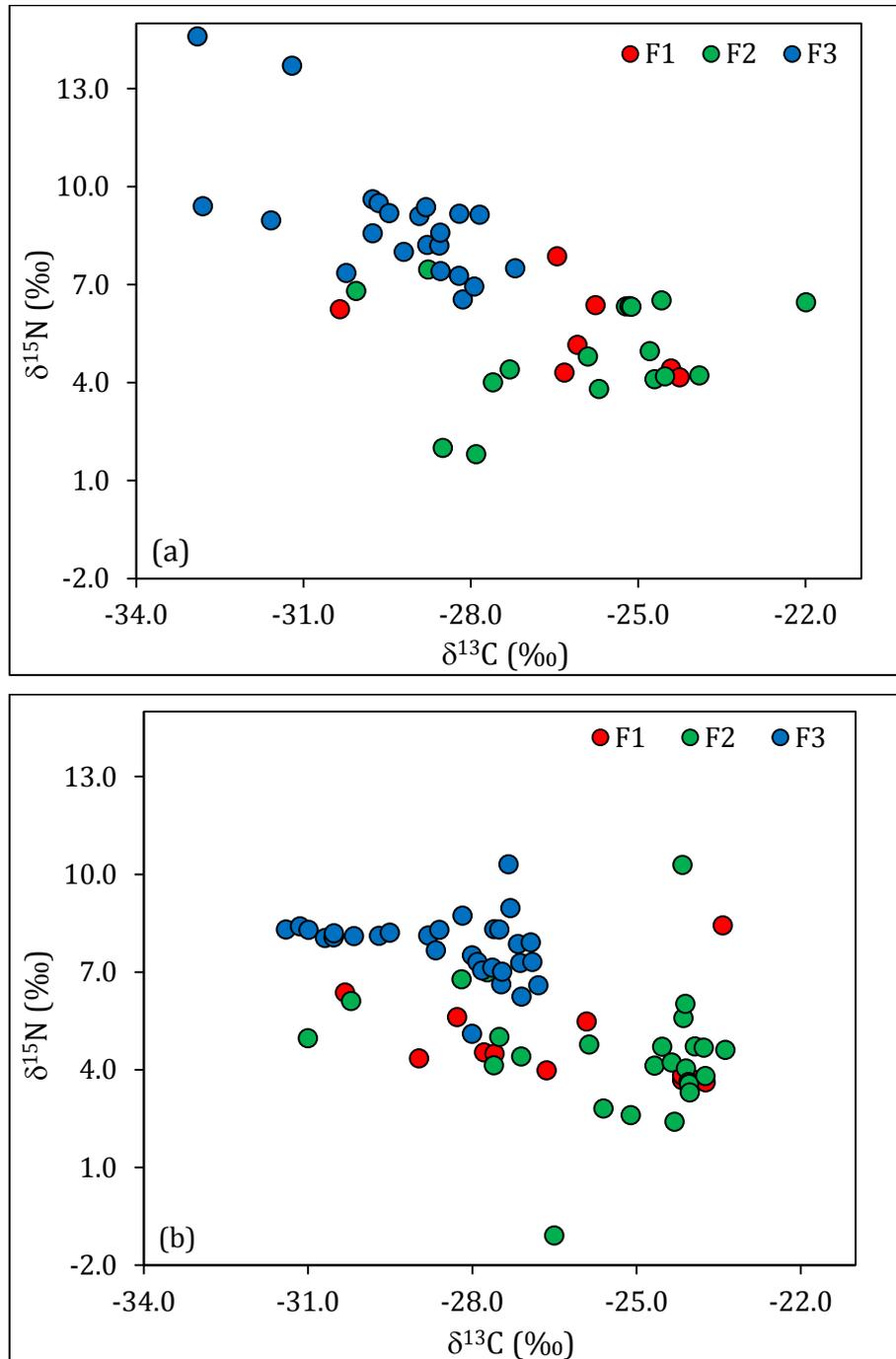


Figura 3.4: $\delta^{15}\text{N}$ vs. $\delta^{13}\text{C}$ comparando las 3 fracciones de plancton en el Moreno Este-(a) y Moreno Oeste-(b). El número de muestras (n) por fracción está detallado en la Tabla 2.8. La correspondencia entre color y taxón está referenciada en la figura.

Al igual que lo observado cuando se agruparon todas las muestras del LPM, no se encontraron diferencias significativas en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre F1 y F2 en

ambos brazos (Tukey $p > 0,05$), pero los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de F3 fueron mayores (Tukey $p < 0,001$) y menores (Tukey $p < 0,01$) respectivamente que los de F1 y F2 en ambos brazos (Figura 3.4).

No se observaron diferencias significativas en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de F1 y F2 entre el ME y el MO (Test- t $p > 0,05$). Por el contrario, los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de F3 fueron mayores en el ME que en el MO (Test- t $p < 0,01$) y los valores de $\delta^{13}\text{C}$ fueron mayores en el MO que en el ME (Test- t $p < 0,05$) (Figura 3.5).

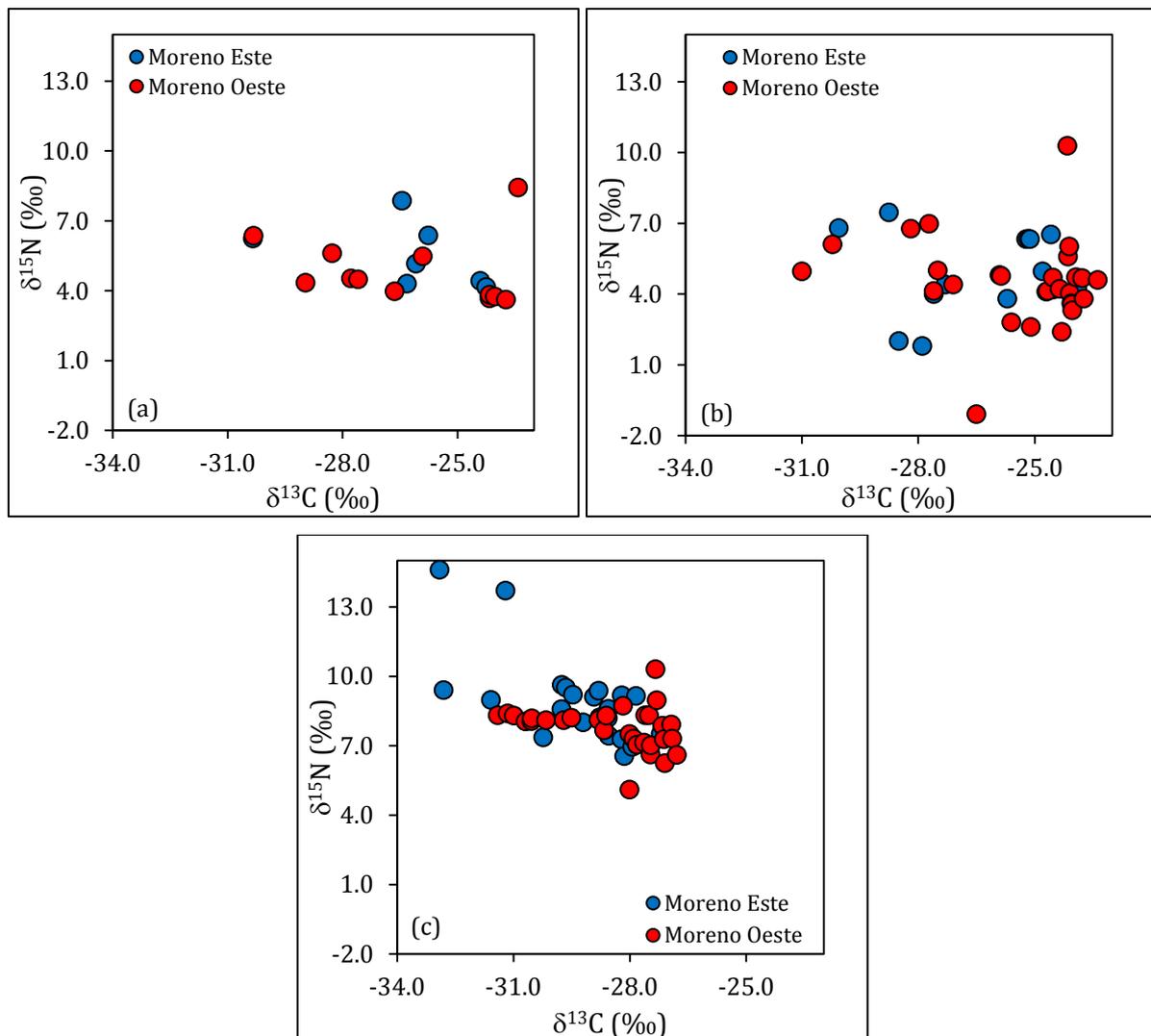


Figura 3.5: Comparación en la distribución de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en las diferentes fracciones del plancton en la Fracción 1 (a), Fracción 2 (b) y Fracción 3 (c) en Moreno Este y Moreno Oeste. El número de muestras (n) por fracción está detallado en la Tabla 2.8. La correspondencia entre color y brazo está referenciada en la figura.

3.3.1.3. Macroinvertebrados bentónicos

Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ obtenidos de macroinvertebrados bentónicos muestreados en la zona litoral del LPM están resumidos en la Tabla 2.10 y graficados en la Figura 3.6. En el ME se tomaron muestras en dos sitios diferentes del brazo situados en costa opuestas (Figura 2.2). Dado que el número de muestras obtenidas en cada uno de dichos sitios fue escaso, no fue posible analizar estadísticamente los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ entre los sitios y por lo tanto los datos de cada taxón fueron agrupados.

En ambos brazos *Chilina* sp. y los hirudíneos presentaron los valores mínimos y máximos de $\delta^{15}\text{N}$, respectivamente. En el ME los valores de $\delta^{15}\text{N}$ variaron entre 3,8 ‰ en *Chilina* sp. y 14,1 ‰ en los hirudíneos ($\Delta\delta^{15}\text{N} = 10,3$ ‰) y en MO lo hicieron entre 0,8 ‰ en *Chilina* sp. y 8,3 ‰ en Hirudinea ($\Delta\delta^{15}\text{N} = 7,5$ ‰). En ambos brazos los hirudíneos, y los crustáceos *S. spinifrons* y *Aegla* sp. exhibieron valores enriquecidos en ^{15}N con respecto a los demás macroinvertebrados y los valores más bajos de $\delta^{15}\text{N}$ se registraron en los moluscos *D. chilensis* y *Chilina* sp. en el MO y en *Hyalella* sp. y en *Chilina* sp. en el ME (Figura 3.6). Los valores promedio de $\delta^{15}\text{N}$ de los hirudíneos, fueron los más altos de todos los organismos muestreados en el ME (12,3 ‰), incluso más altos que obtenidos de los salmónidos (12,0 ‰ en la Trucha Arco Iris y 11,9 ‰ en la Trucha de Arroyo).

En cuanto a los valores de $\delta^{13}\text{C}$, *Chilina* sp. fue el macroinvertebrado más enriquecido en ^{13}C en ambos brazos. Los taxones más empobrecidos en ^{13}C fueron las larvas de tricópteros y *D. chilensis* en el ME y las larvas de tricópteros y de plecópteros en el MO (Figura 3.6, Tabla 2.9). Las diferencias entre los valores máximos y mínimos de $\delta^{13}\text{C}$ ($\Delta\delta^{13}\text{C}$) fueron de 16,0 ‰ en ME (entre -30,7 ‰ en larvas de tricópteros y -14,7 ‰ en *Chilina* sp.) y -21,9 ‰ (entre -37,4 ‰ en larvas de plecópteros y -15,5 ‰ en *Chilina* sp.).

En general, los macroinvertebrados del ME están enriquecidos en ^{15}N con respecto a los del MO, al igual que ocurre con los peces. Sin embargo, en la mayoría de los casos no se pudo establecer si estas diferencias entre taxones son significativas o no dado el escaso número de muestras obtenidas. Si se comparan los valores de $\delta^{13}\text{C}$ entre ambos brazos para cada taxón, no se observa una tendencia como en el caso del $\delta^{15}\text{N}$. En

algunos casos las medias de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ entre ambos brazos son similares, como en el caso de las larvas de tricópteros ($-27,9 \pm 2,5$) ‰ en el ME y ($-27,4 \pm 3,0$) ‰ en el MO), o en el ME son más altos, como en el caso de las larvas de plecópteros ($-24,8 \pm 3,3$) ‰ en el ME y ($-36,8 \pm 0,9$) ‰ en el MO).

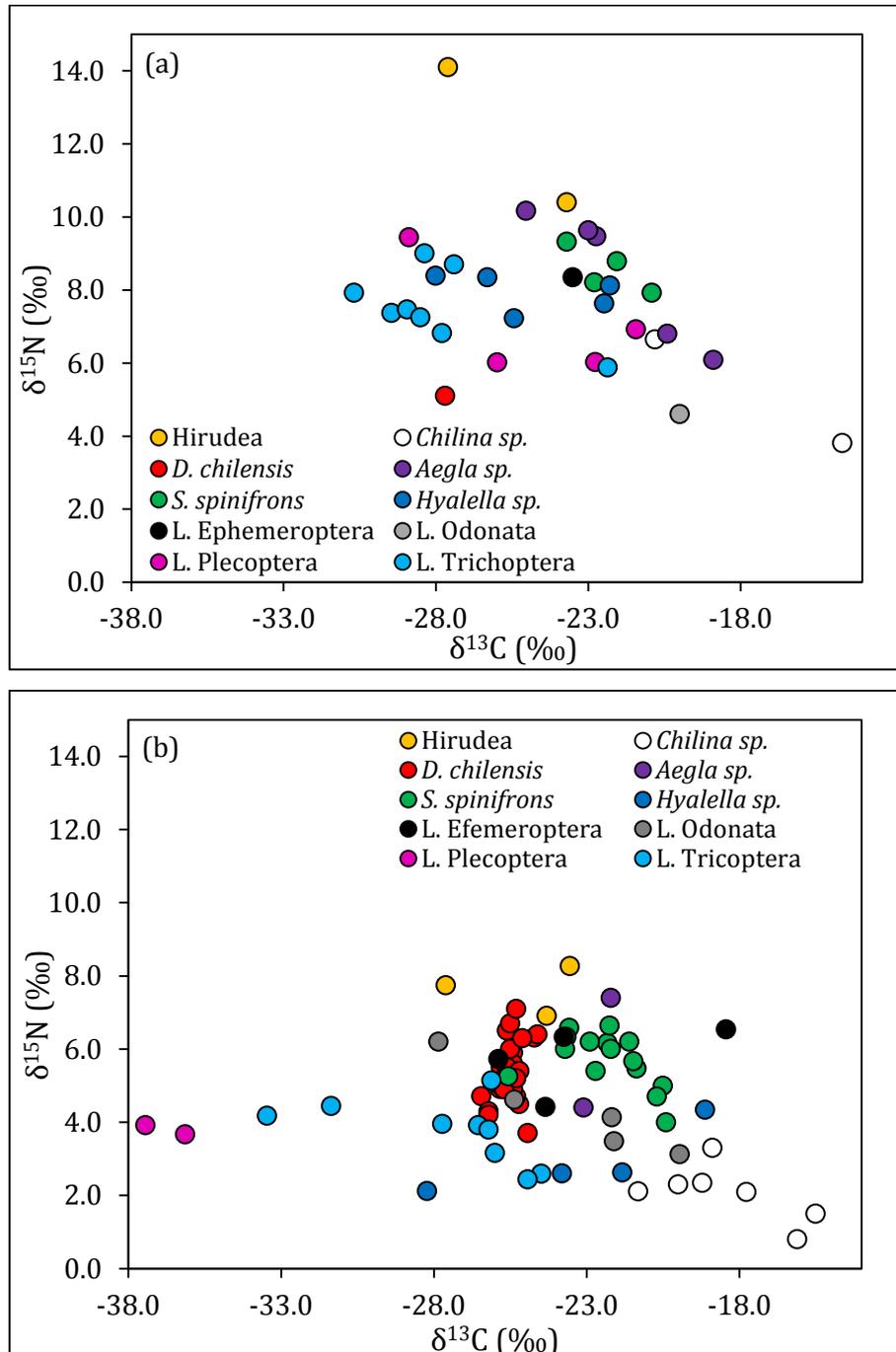


Figura 3.6: Distribución de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en macroinvertebrados bentónicos en el Moreno Este (a) y Moreno Oeste (b). El número de muestras (n) por grupo está detallado en la Tabla 2.9. La correspondencia entre color y grupo está referenciada en la figura.

3.3.1.4. Peces

Los resultados de los análisis de IE de los peces se detallan en la Tabla 2.10 del Capítulo 2. En el ME, los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de los peces variaron entre 12,8 ‰ y 7,6 ‰ y en el MO entre 12,5 ‰ y 6,4 ‰; en ambos brazos los mayores y menores valores correspondieron a la Trucha de Arroyo y a juveniles de Pejerrey Patagónico respectivamente. Esto resulta en un enriquecimiento en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ ($\Delta\delta^{15}\text{N}$) de 5,2 ‰ en el ME y 6,1 ‰ en el MO, entre las especies con menor y mayor nivel trófico. En ME la Trucha de Arroyo, la Trucha Arco Iris y la Perca Criolla presentaron valores similares de $\delta^{15}\text{N}$ (Tukey $p > 0,05$) (Figura 3.7). En MO la Trucha de Arroyo y la Trucha Arco iris presentaron valores de $\delta^{15}\text{N}$ mayores que la Perca Criolla (Tukey $p < 0,05$), en tanto que no se observaron diferencias significativas en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ entre la Trucha Arco Iris y la Trucha de Arroyo Tukey ($p = 0,501$). Comparado con los salmónidos y con la Perca Criolla, en ambos brazos el Puyén Chico presentó los valores más bajos de $\delta^{15}\text{N}$ en (Tukey $p < 0,01$; Figura 3.7). Las medias de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de los juveniles de Pejerrey Patagónico fueron similares a los del Puyén Chico en ambos brazos (Figura 3.7, Tabla 2.10). Sin embargo, dicha similitud no pudo ser corroborada estadísticamente dado que el número de juveniles de Pejerrey Patagónico capturados fue bajo ($n = 2$ en cada brazo).

Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ variaron entre -29,4 ‰ (Trucha de Arroyo) y -17,4 ‰ (Perca Criolla) ($\Delta\delta^{13}\text{C} = 12,0$ ‰) en el ME y entre -26,0 ‰ y -18,0 ‰ ($\Delta\delta^{13}\text{C} = 8,0$ ‰), también para las mismas especies, en el MO. Si se comparan los valores de $\delta^{13}\text{C}$ entre las distintas especies dentro cada brazo, no se observaron diferencias significativas entre las mismas en el ME (Tukey $p > 0,05$), pero en el MO se detectaron diferencias entre la Perca Criolla y la Trucha de Arroyo, la Trucha Arco Iris y el Puyén Chico (Tukey $p < 0,05$), siendo los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de la Perca Criolla más altos en todos los casos (Figura 3.7, Tabla 2.10).

Si se comparan los valores de $\delta^{15}\text{N}$ obtenidos para las diferentes especies entre los dos brazos se observa que la Trucha Arco Iris, la Trucha de Arroyo, la Perca Criolla y el Puyén Chico presentaron valores de $\delta^{15}\text{N}$ significativamente más altos en el ME que en el MO (Test- t $p < 0,05$; Figura 3.7). Por el contrario, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de estas cuatro

especies fueron significativamente mayores en el MO que en el ME (Test- t $p < 0,05$; Figura 3.8).

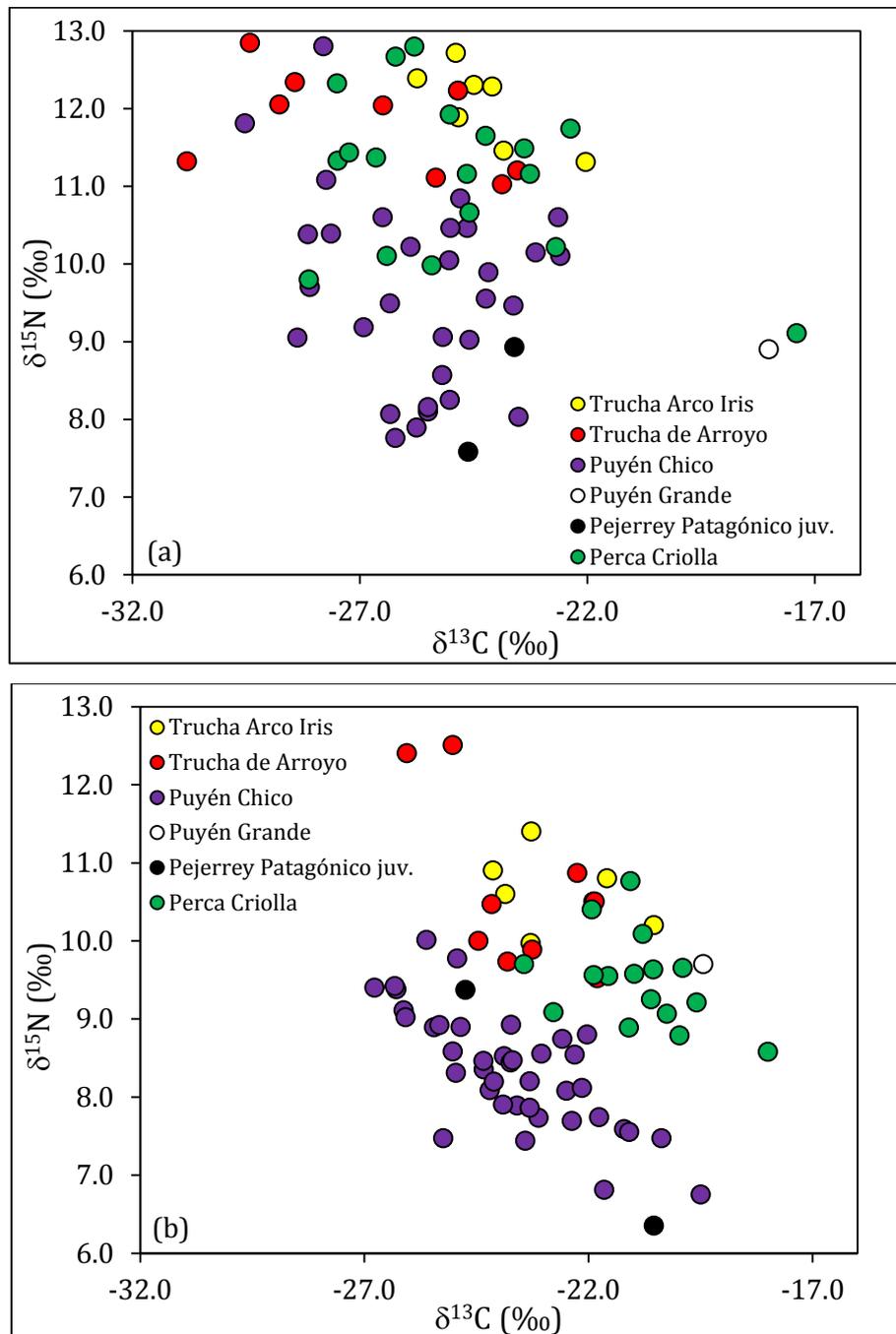


Figura 3.7: Valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de la comunidad de peces en el Moreno Este-(a) y Moreno Oeste-(b). El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.10. La correspondencia entre color y especie está referenciada en la figura.

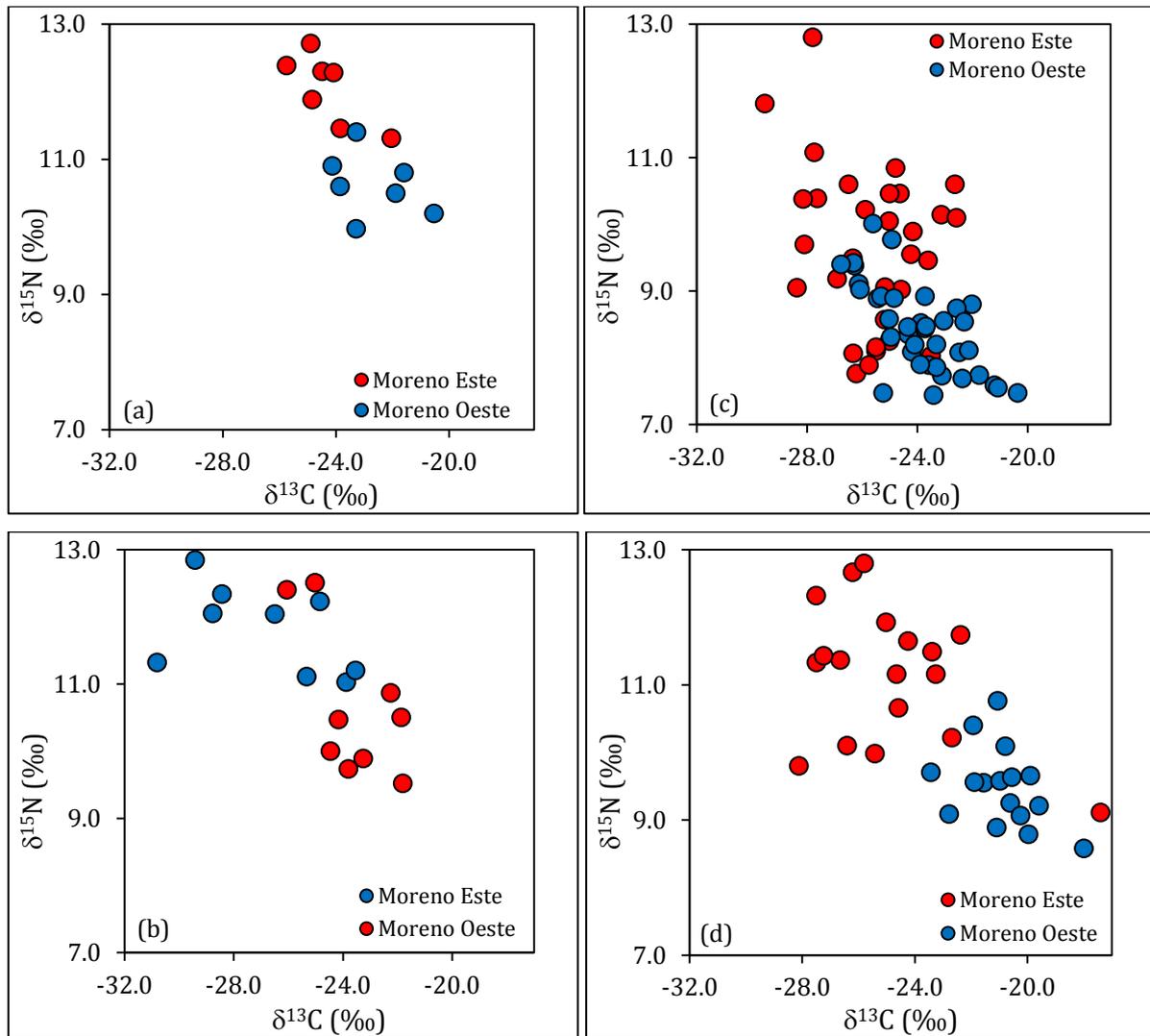


Figura 3.8: Gráficos de dispersión de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ comparando el Moreno Este con el Moreno Oeste, para la Trucha Arco Iris (a), Trucha de Arroyo (b), Puyén Chico (c) y Perca Criolla (d). El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.10. La correspondencia entre color y brazo está referenciada en la figura.

En ME y MO se evaluó la posible correlación entre los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ con el largo total de los peces para determinar si hay cambios ontogenéticos en los niveles tróficos de los peces y en el origen del carbono. Dado que el número de muestras no fue suficiente en todas las especies, este análisis solo se pudo realizar en la Perca Criolla, en el Puyén Chico, en la Trucha Arco Iris y en la Trucha de Arroyo. En ninguno de los brazos se observó correlación entre los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ y el largo total de los salmónidos y la Perca Criolla (Figura 3.9a, b y d y Figura 3.10). Al igual que lo registrado en el Capítulo 2, cuando los ejemplares de Puyén Chico capturados en cada brazo, se analizaron conjuntamente, en ambos brazos se observó correlación negativa entre los

valores de $\delta^{15}\text{N}$ y el largo total (r de Pearson $p < 0,05$). A diferencia de lo documentado en el Capítulo 2 donde no se observó correlación entre variables, en ambos brazos se observó correlación positiva entre el $\delta^{13}\text{C}$ y el largo total de los ejemplares (r de Pearson $p < 0,05$; Figura 3.9c y Figura 3.10c). En esta especie nativa los valores de $\delta^{15}\text{N}$ decrecieron al aumentar el largo de los individuos de 10,4 ‰ y 10,0 ‰ en los ejemplares de menor talla, a 7,8 ‰ y 7,5 ‰ ($D\delta^{15}\text{N} = 2,6 \%$ y $2,5 \%$) en los ejemplares de tallas mayores, en el ME y MO, respectivamente.

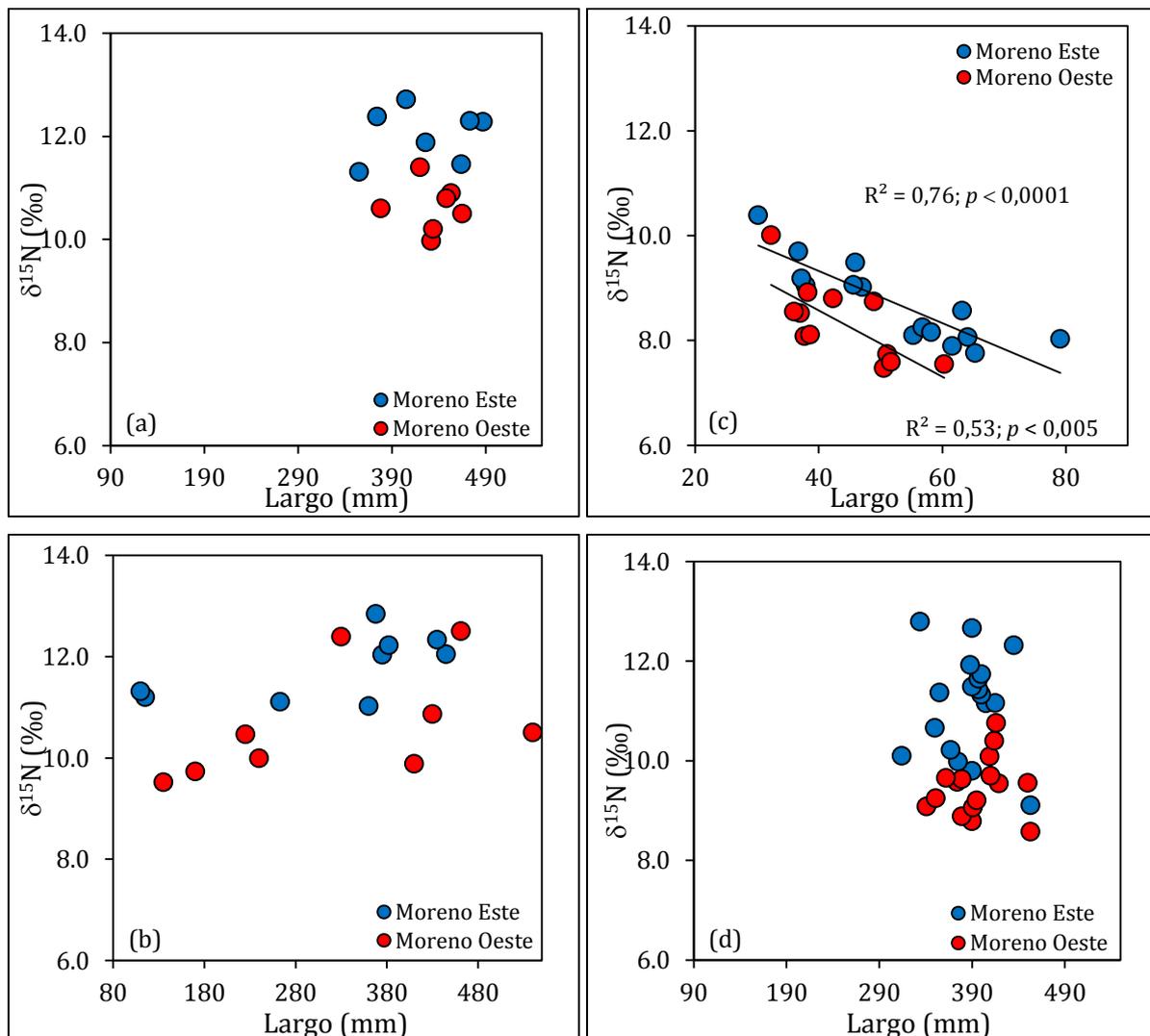


Figura 3.9: $\delta^{15}\text{N}$ en función del largo total en el Moreno Este y en el Moreno Oeste en la Trucha Arco Iris (a), Trucha de Arroyo (b), Puyén Chico (c) y Perca Criolla (d). El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.10. La correspondencia entre color y brazo está referenciada en la figura. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa.

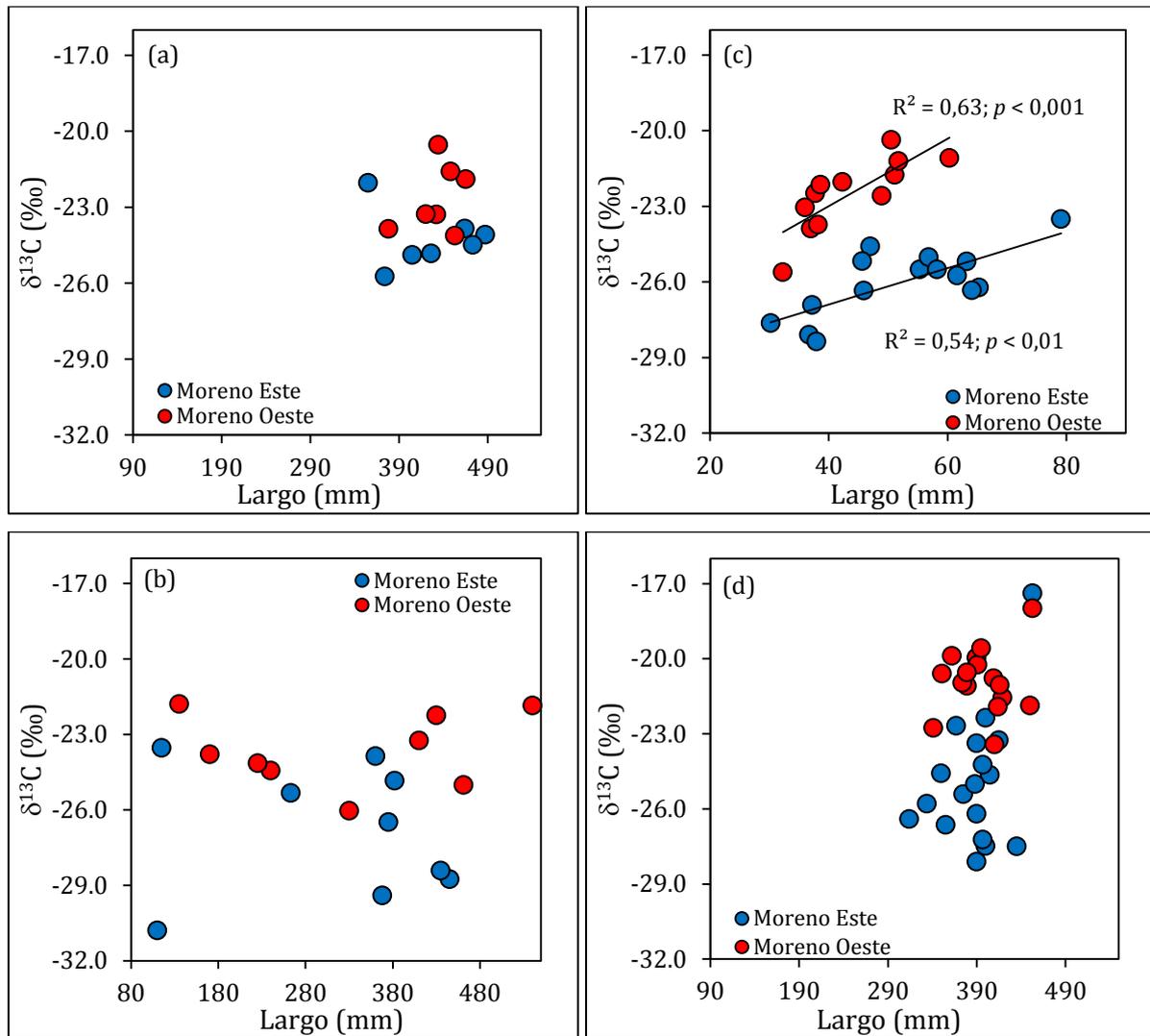


Figura 3.10: $\delta^{13}\text{C}$ en función del largo total en el Moreno Este y en el Moreno Oeste en la Trucha Arco Iris (a), Trucha de Arroyo (b), Puyén Chico (c) y Perca Criolla (d). El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.10. La correspondencia entre color y brazo está referenciada en la figura. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa.

Por el contrario, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ aumentan con la talla del Puyén Chico de -28,4 ‰ a -23,5 ‰ ($D\delta^{13}\text{C} = 4,9$ ‰) en el ME y de -25,6 ‰ a -20,4 ‰ ($D\delta^{13}\text{C} = 5,2$ ‰) en el MO. Las pendientes de las rectas de regresión entre los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ y el largo total en el Puyén Chico obtenidas en los dos brazos fueron comparadas mediante un análisis de Covarianza (ANCOVA) para evaluar su similitud. El análisis se realizó solamente en esta especie dado que fue en la única que se observó correlación entre las señales isotópicas y el largo total. Los resultados indicaron que las pendientes de las rectas son similares (ANCOVA $p = 0,47$ para $\delta^{15}\text{N}$ vs. el largo total y ANCOVA $p = 0,11$ para $\delta^{13}\text{C}$ vs. el largo total; Figura 3.9c y Figura 3.10c).

3.3.2. Trama Trófica

Si se comparan los valores mínimos y máximos de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ entre las especies muestreadas en ambos brazos del LPM se observa que en el MO esta variación es mayor en ambos casos: $\Delta\delta^{15}\text{N} = 24,7 \text{ ‰}$ y $\Delta\delta^{13}\text{C} = 27,2 \text{ ‰}$ en MO y $\Delta\delta^{15}\text{N} = 13,4 \text{ ‰}$ y $\Delta\delta^{13}\text{C} = 22,5 \text{ ‰}$ en ME.

En la Figura 3.11 se observa que la estructura de la trama trófica es similar en ambos brazos. Las posibles fuentes de carbono a la trama trófica (perifiton, macrófitas y fitoplancton) varían en sus valores promedio de $\delta^{13}\text{C}$, siendo elevados en las macrófitas sumergidas (*M. quitense*) en relación a los peces y los macroinvertebrados, sugiriendo que no son una fuente de carbono para la trama trófica en ambos brazos. Por el contrario, las plantas acuáticas colectadas en la orilla y las hojas de los árboles en ambos brazos presentaron valores empobrecidos de ^{13}C con respecto a la mayoría de los consumidores, salvo las larvas de tricópteros. En ambos brazos el perifiton presentó valores promedio de $\delta^{13}\text{C}$ similares a los de la mayoría de los consumidores (Figura 3.11), indicando que es una posible fuente de carbono para los consumidores primarios de la trama trófica. Sin embargo, *Chilina* sp. presenta valores considerablemente enriquecidos en ^{13}C con respecto al perifiton tanto en ME ($\Delta\delta^{13}\text{C} = 7,9 \text{ ‰}$) como en MO ($\Delta\delta^{13}\text{C} = 6,0 \text{ ‰}$), lo que sugiere que no se alimenta de perifiton tal como reportaran Bosnia *et al.* (1990). En cuanto a los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de los consumidores, se observa que hay una diferencia en las señales isotópicas en las larvas de plecópteros entre los brazos, las cuales presentan los valores de ^{13}C más empobrecidos de toda la trama trófica en el MO, pero valores similares al resto de los macroinvertebrados en el ME. Las larvas de odonatos en el ME presentan valores enriquecidos en ^{13}C con respecto a los demás consumidores, situación que no se observa en el MO. El resto de los macroinvertebrados muestreados en ambos brazos, los juveniles de Pejerrey Patagónico y el Puyén Chico son presas potenciales de los peces, como lo señalan los valores similares de $\delta^{13}\text{C}$ (Figura 3.11).

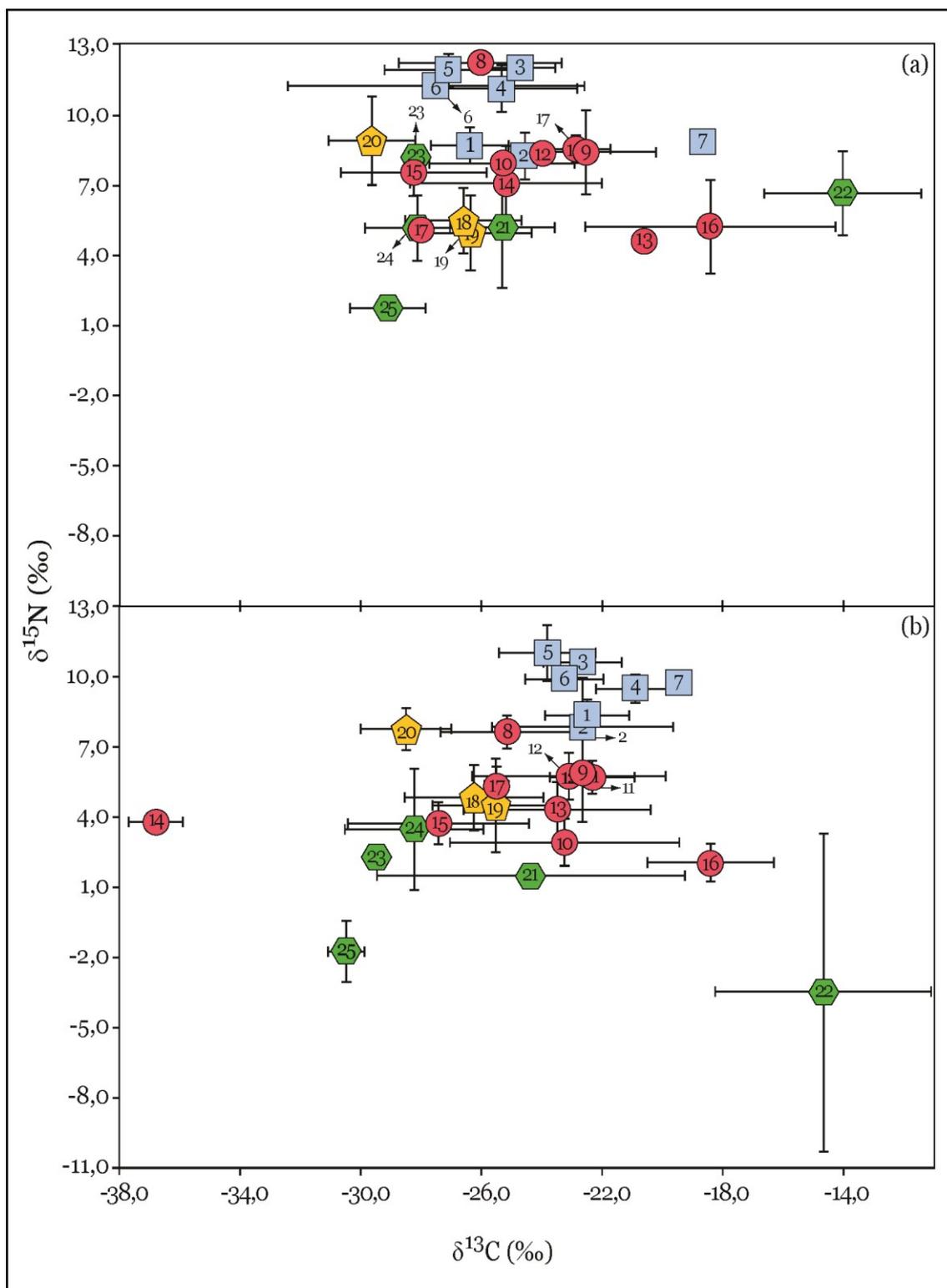


Figura 3.11: Valores promedio de $\delta^{15}\text{N}$ and $\delta^{13}\text{C}$ en peces (cuadrados celestes), macroinvertebrados (círculos rojos), plancton (pentágonos amarillos) y productores primarios (hexágonos verdes) en a)-Moreno Este y b)-Moreno Oeste. Los códigos numéricos corresponden a: 1-Puyén Chico, 2-Pejerrey Patagónico juvenil, 3-Trucha Arco Iris, 4-Perca Criolla, 5-Trucha de Arroyo, 6-Trucha de Arroyo juvenil, 7-Puyén Grande, 8-Hirudinea, 9-*Aegla* sp., 10-*Hyaella* sp., 11-*S. spinifrons*, 12-Larvas de Ephemeroptera, 13-Larvas de Odonata, 14-Larvas de Plecoptera, 15-Larvas de Trichoptera, 16-*Chilina* sp., 17-*D. chilensis*, 18-F1, 19-F2, 20-F3, 21-Perifiton, 22-*M. quitense*, 23-*Galium* sp., 24-*H. Chamaemorus*, 26-Hojas de *N. dombeyi* y *L. apiculata*.

3.3.2.1. Modelos de Mezcla

Los resultados del modelo de mezcla SIAR para la Trucha de Arroyo, la Trucha Arco Iris y la Perca Criolla en el ME y el MO están resumidos en la Tabla 3.2 y graficados en la Figura 3.12.

CONSUMIDOR	PRESAS	n	ME		n	MO	
			5 % - 95 %	% MEDIA		5 % - 95 %	% MEDIA
Trucha Arco Iris (n = 7 en ME y en MO)	Puyén Chico	16	32 - 75	55	28	44 - 86	67
	<i>Aegla</i> sp.	5	0 - 28	10	2	0 - 27	10
	<i>S. spinifrons</i>	4	0 - 30	11	15	0 - 20	8
	Insectos, larvas	14	0 - 40	20	20	0 - 24	11
	<i>Chilina</i> sp.	2	0 - 9	4	7	0 - 9	4
Trucha de Arroyo (n = 7 en ME y n = 6 en MO)	Puyén Chico	16	4 - 49	28	28	0 - 50	27
	<i>Aegla</i> sp.	5	0 - 32	15	2	0 - 33	14
	<i>S. spinifrons</i>	4	0 - 34	16	15	0 - 28	11
	Insectos, larvas	14	0 - 35	18	20	0 - 39	20
	Peces juveniles	4	1 - 40	23	5	2 - 51	28
Perca Criolla (n = 18 en ME y n = 16 en MO)	Puyén Chico	16	5 - 36	21	28	15 - 41	28
	<i>Aegla</i> sp.	5	0 - 28	10	2	0 - 35	18
	<i>S. spinifrons</i>	4	0 - 26	9	15	11 - 63	36
	Insectos, larvas	14	14 - 66	39	20	0 - 13	5
	<i>Hyalella</i> sp.	5	0 - 42	21	4	0 - 28	13

Tabla 3.2: Intervalos de credibilidad del 5 % y 95 % de la contribución isotópica media porcentual (% media) de las diferentes presas a la dieta de la Trucha de Arroyo, Trucha Arco Iris y Perca Criolla obtenidos a partir del modelo de mezcla SIAR en el Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO).

Los resultados del modelo de mezcla SIAR mostraron que el Puyén Chico y los juveniles de Pejerrey Patagónico y Trucha de Arroyo agrupados fueron las presas que más contribuyeron a la dieta de la Trucha de Arroyo en el ME y en el MO. En el ME el resto de las presas (*Aegla* sp., *S. spinifrons* y larvas de insectos) contribuyeron a la dieta en proporciones similares entre sí, aunque menores a la de los peces mencionados previamente. A diferencia de lo observado en ME, en MO las larvas de insectos contribuyeron a la dieta en mayor proporción que *Aegla* sp. y *S. spinifrons* (Figura 3.12a, Tabla 3.2).

En ambos brazos el Puyén Chico contribuyó en mayor proporción a la dieta de la Trucha Arco Iris que el resto de las presas incluidas en el modelo (55 % en ME y 67 % en MO). En el ME las larvas de insectos contribuyeron a la dieta en mayor proporción que *S. spinifrons* y *Aegla* sp. pero en el MO estas tres presas lo hicieron de manera

similar. *Chilina* sp. fue la presa con la menor contribución proporcional a la dieta en ambos brazos (Figura 3.12b, Tabla 3.2).

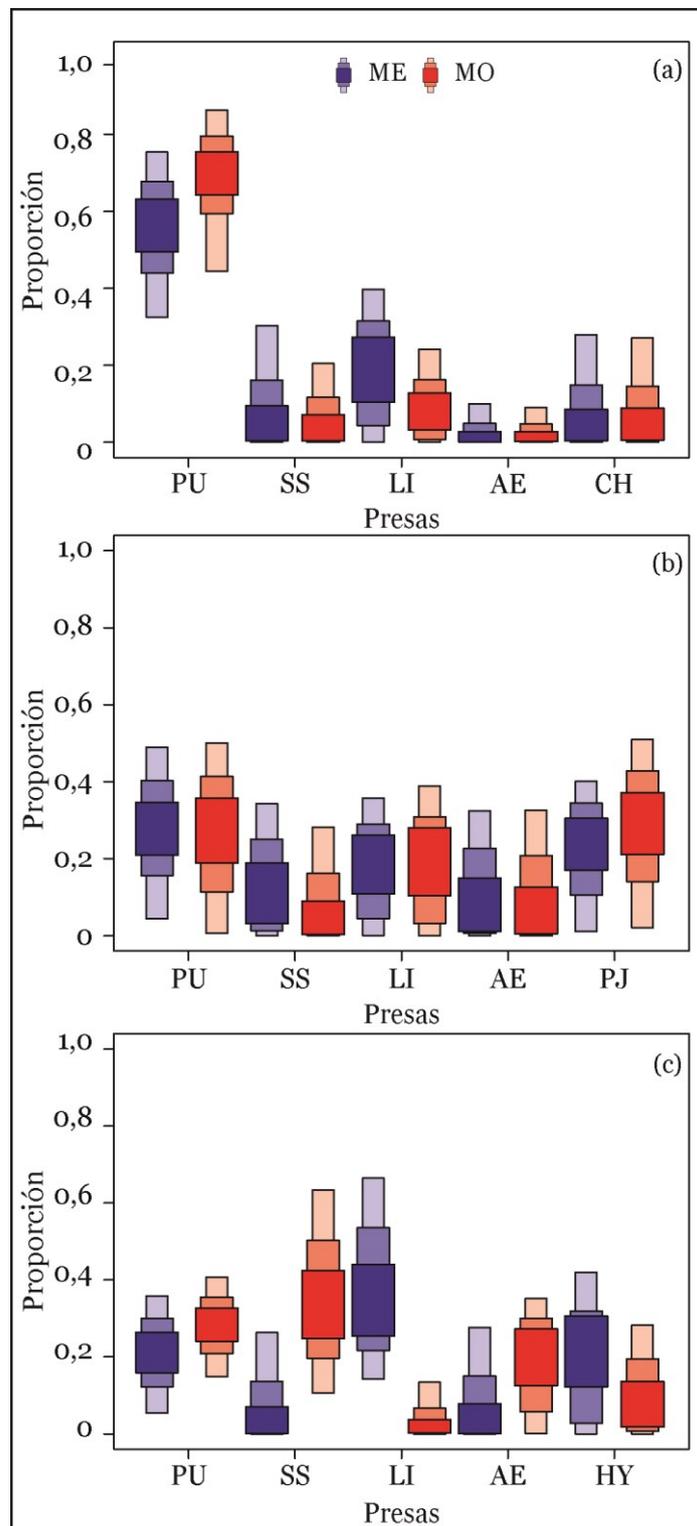


Figura 3.12: Resultados del modelo de mezcla SIAR para los intervalos de credibilidad del 95, 75 y 25 %, mostrando la contribución estimada de las presas de la Trucha de Arco Iris (a), Trucha de Arroyo (b) y Perca Criolla (c) en el Moreno Este (ME) y en el Moreno Oeste (MO). Las presas corresponden a PU-Puyén Chico, SS-*Samastacus spinifrons*, LI-Larvas de insectos, AE-*Aegla* sp., PJ-Peces juveniles, CH-*Chilina* sp., HY-*Hyaella* sp.

En el ME las presas que contribuyeron en mayor proporción a la dieta de la Perca Criolla fueron las larvas de insectos, y en menor proporción el Puyén Chico y *Hyaella* sp. (con una contribución similar), y *Aegla* sp. y *S. spinifrons* fueron las presas con la menor contribución. Por el contrario, en el MO, *S. spinifrons* fue la presa con la mayor contribución, seguido por el Puyén Chico, *Aegla* sp. y *Hyaella* sp. Las larvas de insectos fueron las presas que contribuyeron con la menor proporción a la dieta de la Perca Criolla (Figura 3.12c, Tabla 3.2).

3.3.3. Estimación de la Posición Trófica

3.3.3.1. Macroinvertebrados

Los valores de la PTR estimada para los macroinvertebrados del ME y del MO están resumidos en la Tabla 3.3 y graficadas en la Figura 3.13. Los hirudíneos, los crustáceos decápodos y las larvas de efemerópteros presentaron la PTR estimada más elevada. Por el contrario, los organismos que presentaron la PTR estimada más baja fueron diferentes entre ambos brazos. En ME esta posición la ocupan los moluscos y larvas de odonatos y en MO *Hyaella* sp. y larvas de tricópteros y plecópteros (Figura 3.13, Tabla 3.3).

GRUPO	ME		MO	
	RANGO	MEDIA ± DS	RANGO	MEDIA ± DS
Hirudinea	3,6 - 4,6	4,1 ± 0,8	2,7 - 3,3	2,9 ± 0,3
<i>Chilina</i> sp.	1,6 - 2,4	2,0 ± 0,6	1,7 - 2,3	2,0 ± 0,2
<i>D. chilensis</i>	-	2,0	1,6 - 2,5	2,0 ± 0,3
<i>Aegla</i> sp.	2,3 - 3,5	3,0 ± 0,6	2,0 - 3,0	2,5 ± 0,7
<i>S. spinifrons</i>	2,8 - 3,2	3,0 ± 0,2	2,0 - 2,9	2,6 ± 0,2
<i>Hyaella</i> sp.	2,6 - 3,0	2,8 ± 0,2	1,0 - 2,6	1,7 ± 0,7
Larvas de Ephemeroptera	-	2,9	2,1 - 3,3	2,6 ± 0,5
Larvas de Odonata	-	1,8	1,9 - 2,2	2,1 ± 0,1
Larvas de Plecoptera	2,3 - 3,3	2,6 ± 0,5	0	0,6 ± 0,04
Larvas de Trichoptera	2,2 - 3,1	2,7 ± 0,4	1,1 - 2,1	1,5 ± 0,3

Tabla 3.3: Rangos y medias ± desvíos estándar (DS) de la posición trófica estimada calculada para los macroinvertebrados del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO).

Dado el escaso número de muestras, no se pudieron establecer diferencias significativas en la PTR entre los taxones en cada brazo y entre los brazos entré sí. Sin embargo, en la Figura 3.13 se puede observar que la mayoría de los taxones presentaron una PTR estimada mayor en el ME que en el MO.

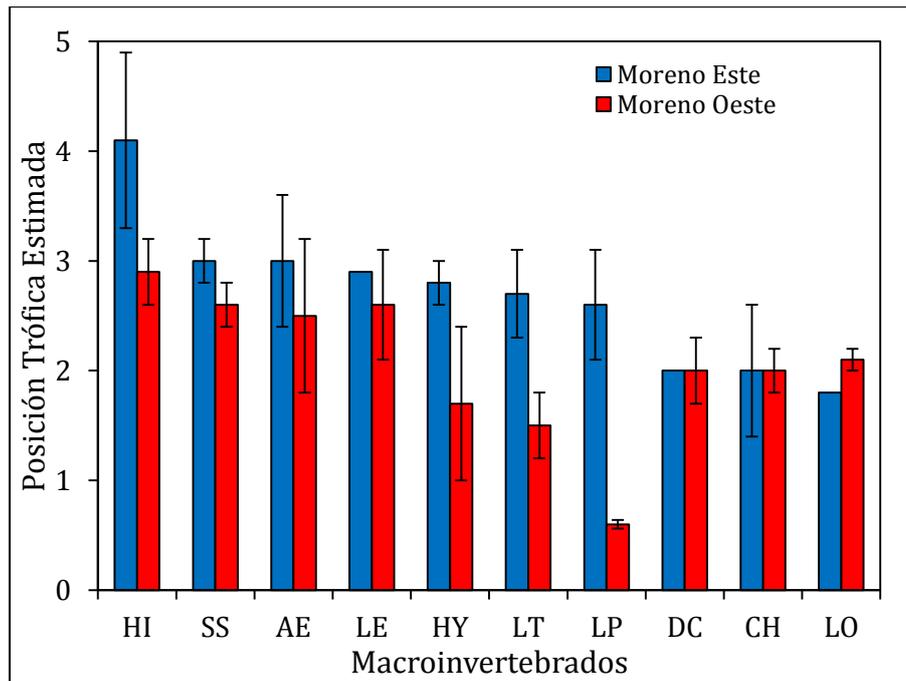


Figura 3.13: Posición trófica media estimada y desvíos estándar (barras verticales) de los macroinvertebrados del Moreno Este y del Moreno Oeste. HI-Hirudinea, AE-*Aegla* sp., SS-*Samastacus spinifrons*, LE-larvas de Ephemeroptera, LP-larvas de Plecoptera, HY-*Hyaella* sp., LT-larvas de Trichoptera, LO-larvas de Odonata, DC-*Diplodon chilensis*, CH-*Chilina* sp. El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.9. La correspondencia entre color y brazo está referenciada en la figura.

3.3.3.2. Peces

Los valores de la PTR estimados para los peces utilizando las ecuaciones 2.4 y 2.5 están resumidos en la Tabla 3.4 y graficados en la Figura 3.14.

ESPECIE	ME		MO	
	RANGO	MEDIA ± DS	RANGO	MEDIA ± DS
Trucha Arco Iris	4,3 - 5,3	4,8 ± 0,4	4,0 - 4,8	4,4 ± 0,3
Trucha de Arroyo	4,1 - 5,4	4,7 ± 0,5	3,9 - 5,4	4,6 ± 0,6
Trucha de Arroyo juvenil	4,2 - 4,3	4,3 ± 0,1	3,8 - 4,2	4,0 ± 0,2
Puyén Chico	2,7 - 3,8	3,1 ± 0,3	3,1 - 3,5	3,2 ± 0,1
Pejerrey Patagónico juvenil	2,7 - 3,1	2,9 ± 0,3	2,8 - 3,3	3,1 ± 0,4
Perca Criolla	3,2 - 5,4	4,3 ± 0,6	3,6 - 4,7	4,0 ± 0,3

Tabla 3.4: Rangos y medias \pm desvíos estándar (DS) de la posición trófica estimada calculada para los peces del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO).

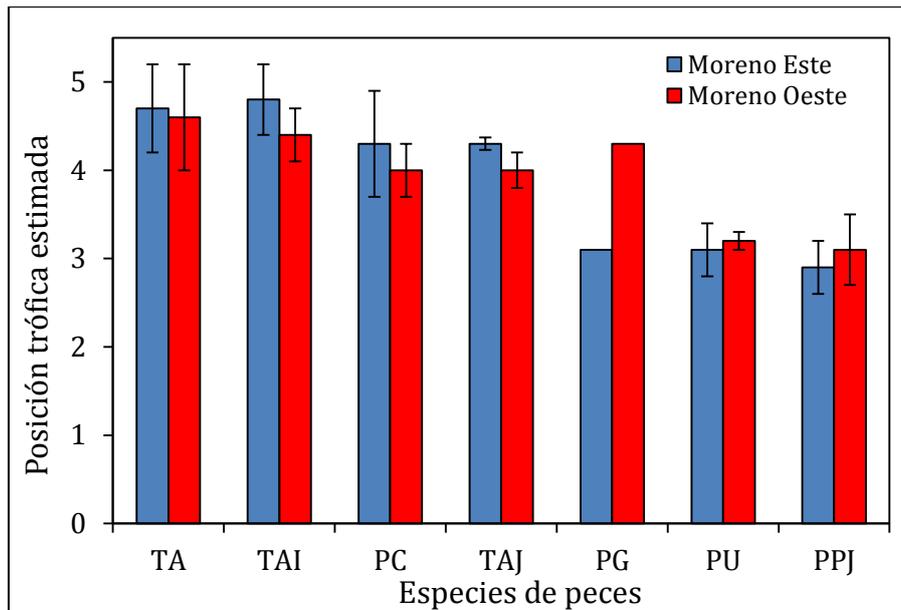


Figura 3.14: Posición trófica media estimada y desvíos estándar (barras verticales) en los peces del Moreno Este y del Moreno Oeste. TA-Trucha de Arroyo, TAI-Trucha Arco Iris, PC- Perca Criolla, TAJ-Trucha de Arroyo juvenil, PG-Puyén Grande, PU-Puyén Chico, PPJ-Pejerrey Patagónico juvenil. El número de muestras (n) por especie está detallado en la Tabla 2.10. La correspondencia entre color y brazo está referenciada en la figura.

En ME y MO los salmónidos y la Perca Criolla presentaron la PTR más alta (ANOVA $p < 0,0001$). En ME estas especies no presentaron diferencias entre sí aunque en MO la Trucha de Arroyo y la Trucha Arco iris presentaron una PTR estimada significativamente más alta que la de la Perca Criolla (ANOVA $p < 0,05$; Figura 3.14). El Puyén Chico presentó la PTR estimada más baja en ambos brazos (ANOVA $p < 0,0001$; Figura 3.14). No se observaron diferencias en los valores estimados de la PTR entre el ME y el MO en ninguna de las especies analizadas (Test- t , Trucha Arco Iris $p = 0,06$; Trucha de Arroyo $p = 0,61$; Puyén Chico $p = 0,10$; Perca Criolla $p = 0,19$; Figura 3.14).

3.4. DISCUSIÓN

Cuando se analizaron los valores de los isótopos estables de los organismos separando el ME del MO se observó que la estructura de la trama trófica es similar entre ambos brazos y se corresponde con lo registrado cuando se analizaron todos los datos conjuntamente (ver Capítulo 2). Los valores elevados de $\delta^{15}\text{N}$ indican que los salmónidos y la Perca Criolla se encuentran en un nivel trófico superior con respecto al resto de los peces (Puyén Chico y juveniles de Pejerrey Patagónico) y a los demás organismos de la trama trófica. En general, los macroinvertebrados exhibieron valores de $\delta^{15}\text{N}$ similares a los del plancton e intermedios entre los peces y las macrófitas y el

perifiton. Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ fueron menores en el plancton con respecto a los peces y a los macroinvertebrados, y las macrófitas sumergidas presentaron valores enriquecidos en ^{13}C con respecto a las emergentes y al perifiton. A pesar de esta similitud en la estructura general de la trama trófica en ambos brazos, se documentaron diferencias en las señales isotópicas del nitrógeno y del carbono entre el ME y el MO. En ME los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de todos los organismos fueron más elevados que los de MO. Además, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de los peces y del zooplancton fueron más elevados en el MO, aunque no se observaron diferencias entre las fracciones menores del plancton, los productores primarios y los macroinvertebrados en general.

Los menores valores de $\delta^{13}\text{C}$ observados en el zooplancton del ME con respecto al MO son consistentes con las distintas morfometrías de los brazos. Si bien el área de ambos brazos es similar, la relación entre el perímetro del lago y el área es aproximadamente un 40 % mayor en el MO (2,17 en el ME y 3,16 en el MO; Tabla 1.1), indicando un mayor contacto entre el lago y el ambiente terrestre en el MO lo cual es compatible con una mayor influencia alóctona de carbono (Queimaliños *et al.* 2012). En los lagos los aportes alóctonos provenientes del hábitat terrestre circundante son importantes para toda la trama trófica, especialmente en lagos oligotróficos (Doi 2009). Cole *et al.* (2006) estimaron que en lagos el aporte de carbono proveniente del ambiente terrestre al zooplancton, a los invertebrados bentónicos y a los peces es de alrededor del 70 %, 85 % y 50 %, respectivamente. del Giorgio & France (1996) observaron que los detritos de origen terrestre o litoral están enriquecidos en ^{13}C en relación al fitoplancton y Queimaliños *et al.* (2012) reportaron que la relación Color/Clorofila *a* en la columna de agua, la cual es un indicador del origen del C en un sistema acuático, fue mayor en el MO con respecto al ME. Estos resultados sugieren la existencia de un menor índice de aloctonía (aportes externos de C) en el ME. Según Queimaliños *et al.* (2012), esto estaría asociado con la posición de la cubeta en la cuenca con respecto al MO, con el mayor tiempo de residencia, con el mayor volumen de la cubeta y con la menor relación perímetro/área. Por lo tanto, los mayores valores de $\delta^{13}\text{C}$ observados en el zooplancton del MO podrían relacionarse con estas fuentes diferentes de carbono entre los brazos, siendo en el MO el aporte principalmente de origen alóctono/litoral y en tanto que en ME predominaría el aporte derivado de la producción primaria autóctona.

El Puyén Chico y los juveniles de Pejerrey Patagónico están enriquecidos en ^{13}C con respecto al zooplancton en ambos brazos del LPM, lo que refleja las diferencias en $\delta^{13}\text{C}$ observadas entre los brazos. Los salmónidos y la Perca Criolla también están enriquecidos en ^{13}C en el MO con respecto al ME y estas diferencias en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ podrían deberse a las diferencias en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de las presas consumidas. Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de los peces que componen sus dietas (Puyén Chico, juveniles de Pejerrey Patagónico y de salmónidos) son mayores en el MO que en el ME. Sin embargo, la mayoría de los macroinvertebrados que también son parte de la dieta de los salmónidos y la Perca Criolla (*S. spinifrons*, *Aegla* sp., larvas de insectos, etc.) poseen valores similares de $\delta^{13}\text{C}$ entre los dos brazos. El modelo de mezcla SIAR determinó que en el ME el 75 % y el 68 % de la contribución isotópica a la Trucha Arco Iris y a la Trucha de Arroyo, respectivamente, corresponden a presas empobrecidas en ^{13}C (Puyén Chico, larvas de insectos, juveniles de salmónidos y de Pejerrey Patagónico) con respecto a las presas que aportan menos a la composición de la dieta (*Aegla* sp. y *S. spinifrons*). Por el contrario, en el MO el 89 % de la contribución isotópica a la Trucha Arco Iris y el 80 % a la Trucha de Arroyo, corresponden a presas enriquecidas en ^{13}C (Puyén Chico, crustáceos decápodos, juveniles de salmónidos y de Pejerrey Patagónico) con respecto a las presas consumidas en menor proporción (larvas de insectos y *Chilina* sp.). Las diferencias en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de la Perca Criolla entre los brazos también pueden ser explicados por un mayor consumo de presas enriquecidas en ^{13}C en el MO. En este brazo, el 95 % de la contribución isotópica a la dieta de la Perca Criolla fue de presas con valores altos de $\delta^{13}\text{C}$ (Puyén Chico, crustáceos decápodos y anfípodos) y en el ME el 81 % de la contribución isotópica correspondió a presas empobrecidas en ^{13}C (Puyén Chico, larvas de insectos, anfípodos) con respecto al resto de las presas que componen la dieta (crustáceos decápodos).

En cuanto a las señales isotópicas del N, se han postulado dos causas que pueden afectar los valores de base de $\delta^{15}\text{N}$ generando las diferencias observadas en los organismos entre ambos brazos: a) mayor impacto antropogénico asociado a una mayor densidad poblacional alrededor del ME, y b) la presencia de una piscifactoría en el ME.

a) El nitrógeno derivado de las aguas residuales está enriquecido en ^{15}N comparado con la demás fuentes de nitrógeno (atmosféricas, fertilizantes, suelo; Heaton 1986). En este sentido, Hansson *et al.* (1997) observaron que las descargas de una

planta de tratamiento de residuos cloacales incrementaron significativamente los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de la trama trófica de un sistema. Como consecuencia, se han registrado valores elevados de $\delta^{15}\text{N}$ en productores primarios (McClelland & Valiela 1998) de sistemas acuáticos impactados con aguas residuales, cuyas señales isotópicas de nitrógeno antropogénico son luego transferidas a los consumidores a través de las relaciones tróficas (Cabana & Rasmussen 1996; Lake *et al.* 2001; Vander Zanden *et al.* 2005). Los lagos ultraoligotróficos como el LPM son particularmente sensibles a este tipo de aportes antropogénicos, incluso a bajas concentraciones (Hadwen & Bunn 2005), por lo tanto, un mayor aporte de nutrientes en el ME que en el MO, afectaría diferencialmente los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de la trama trófica.

Las márgenes Norte y Este del ME están rodeadas de una zona suburbana de media a baja densidad poblacional y en la margen Sur se encuentra la población de Colonia Suiza, una de las zonas de más temprana ocupación y por consiguiente de mayor antropización (Pereyra *et al.* 2005). Por el contrario, toda la margen Oeste del MO es zona de conservación (Parque Municipal Llao Llao) y el resto del brazo tiene una menor densidad poblacional que el ME (Pereyra *et al.* 2005). La magnitud del impacto antropogénico en la forma de residuos cloacales domiciliarios que afectarían al MO y al ME no pudo ser cuantificada, sin embargo hay registros publicados en los periódicos locales donde se hace referencia a la contaminación por desechos cloacales en el LPM, especialmente en el ME (e.g. <http://www1.rionegro.com.ar/arch200502/01/m01j05.php>; <http://www1.rionegro.com.ar/diario/2009/01/15/1231988725235.php>). La zona no cuenta con un sistema de recolección de residuos cloacales, sino que los desechos domiciliarios y de los emprendimientos turísticos se almacenan en pozos negros y lechos nitrificantes (<http://www1.rionegro.com.ar/arch200502/01/m01j05.php>). Estos residuos pueden eventualmente llegar a los cuerpos de agua por filtración a través del suelo. Los mayores valores de $\delta^{15}\text{N}$ observados en la mayoría de los organismos del ME con respecto al MO, podrían estar asociados a este mayor impacto antropogénico en forma de residuos cloacales enriquecidos en ^{15}N , los que estarían afectando los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de la base de la trama trófica del ME, los cuales serían luego transferidos a los niveles tróficos superiores.

b) Otra posible causa a considerar es la presencia de una pequeña piscifactoría ubicada en la margen sur del ME, cercana a la población de Colonia Suiza. Se han observado valores elevados de $\delta^{15}\text{N}$ en tramas tróficas dulceacuícolas (Vizzini & Mazzola 2004; Kullman *et al.* 2009) y marinas (Dolenec *et al.* 2006) adyacentes a piscifactorías, a causa de los desechos enriquecidos en ^{15}N liberados. La piscifactoría del ME tiene unos 20 años de antigüedad y una producción anual estimada de 50 toneladas (Temporetti & Pedrozo 2000). Los peces son alimentados con balanceado comercial (pellet) y son mantenidos en jaulas flotantes expuestas al agua del lago. Las heces de los peces, ricas en N, y el alimento no consumido (rico en N y P) se hunden y acumulan en los sedimentos alrededor de las jaulas y una parte se solubiliza en el agua (Temporetti & Pedrozo 2000). Las señales isotópicas de estos desechos no se han podido evaluar, por lo tanto no hay evidencia para afirmar que la piscifactoría este afectando significativamente la línea de base de $\delta^{15}\text{N}$ del ME.

A pesar de que los valores de $\delta^{15}\text{N}$ son consistentemente más altos en los organismos muestreados en el ME que en los del MO, la PTR estimada para los peces fue similar en ambos brazos. Esto indicaría que los peces de ME están alimentándose en una trama trófica con una línea de base de $\delta^{15}\text{N}$ más alta que la del MO (Vander Zanden & Rasmussen 1999). Los aportes diferenciales de $\delta^{15}\text{N}$ entre ambas cubetas se vieron reflejados en la base de la trama trófica litoral dado que el perifiton y las macrófitas sumergidas y emergentes están enriquecidas en ^{15}N en el ME con respecto al MO. Los altos valores de $\delta^{13}\text{C}$ de las macrófitas sumergidas con respecto a los demás organismos muestreados, indican que no son una fuente directa de carbono para la trama trófica del ME y del MO. Sin embargo, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ del perifiton y de las macrófitas emergentes sugieren que son fuente de carbono para algunos consumidores primarios en ambos brazos.

El largo total de los ejemplares de Puyén Chico se correlacionó positivamente con el $\delta^{13}\text{C}$ y negativamente con el $\delta^{15}\text{N}$ en el ME y el MO. El mismo tipo de tendencia se observó entre el largo total y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ cuando se analizaron conjuntamente todos los ejemplares del LPM (ver Capítulo 2). Estas diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ entre los juveniles y los adultos podrían deberse a que los juveniles se alimentan de una mayor proporción de presas enriquecidas en ^{15}N que los adultos (Ver Discusión Capítulo 2).

Cuando se analizaron todos los ejemplares del LPM conjuntamente, la correlación entre el largo total y los valores de $\delta^{13}\text{C}$ no fue significativa, sin embargo lo fue al analizar los datos del MO separados del ME. Esto sugiere que en ambos brazos, los juveniles se alimentan de presas empobrecidas en ^{13}C en comparación con los adultos. France (1995b) observó que los consumidores de presas planctónicas están empobrecidos en ^{13}C comparados con los consumidores de presas litorales. Como se mencionó en el Capítulo 2, Reissig (2005) observó que los adultos y juveniles de Puyén Chico alternan su alimentación entre en la zona litoral durante el día y la zona pelágica durante la noche. Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de ambos brazos estarían indicando una predominancia de presas pelágicas empobrecidas en ^{13}C en la dieta de los juveniles y presas con una señal de carbono litoral en los adultos. El zooplancton pelágico exhibió valores empobrecidos en ^{13}C (-28,5 ‰ y -29,4 ‰, en MO y ME, respectivamente) comparados con las presas litorales: larvas de quironómidos (-24,3 ‰), anfípodos (-24,9 ‰ en ME y -23,2 ‰ en MO) y macrotrícidos (-25,7 ‰). A pesar de que los juveniles y los adultos se alimentan tanto en la zona litoral como en la pelágica, diferencias en la proporción de presas consumidas en cada zona podrían ser la causa de las variaciones en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ observados entre ellos.

La falta de correlación entre $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ y el largo total de la Trucha Arco Iris, la Trucha de Arroyo y la Perca Criolla en ambos brazos, como fue señalado en el Capítulo 2, estaría causada por el hecho de que muy pocos juveniles fueron capturados y un espectro más amplio de tallas es necesario para observar una tendencia o correlación. Pese a que algunos juveniles de trucha de Arroyo fueron obtenidos en ambos brazos, el número de muestras no fue suficiente para observar una correlación entre el largo total y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ o $\delta^{13}\text{C}$. Power *et al.* (2002a), Clarke *et al.* (2005), y Eloranta *et al.* (2010) observaron correlaciones positivas entre los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y el largo en la Trucha Alpina (*Salvelinus alpinus*) del Lago Davidson Canadá, en la Trucha Arco Iris del lago Pend Oreille, Estados Unidos de Norteamérica, y en la Trucha Alpina del lago Saanajärvi, Finlandia, respectivamente. Estas tendencias en las correlaciones fueron explicadas por cambios ontogenéticos en la dieta hacia la piscivoría. En estos trabajos fue posible observar una variación ontogenética dado que el largo de los ejemplares capturados varió ampliamente (aproximadamente entre 13 cm. y 70 cm.), al contrario

de observado en el ME y el MO donde el rango tallas de los ejemplares capturados fue menor.

La variación espacial dentro de un sistema puede dificultar la interpretación de los isótopos estables, lo que podría resultar a su vez en una interpretación errónea de la estructura y dinámica de la trófica (Guzzo *et al.* 2011). En este capítulo se observaron variaciones espaciales en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de los organismos entre el ME y el MO. Por lo tanto, en un sistema como el LPM donde los brazos que lo componen presentan características hidrogeomórficas y ambientales diferentes, es fundamental considerar la variación espacial al momento de recolectar los organismos. Los peces del LPM pueden moverse libremente entre el ME y el MO, situación que fue observada en la Perca Criolla por Buria *et al.* (2007). Sin embargo, las diferencias observadas en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de los salmónidos, la Perca Criolla y el Puyén Chico entre el ME y el MO, podrían indicar que estas especies no se desplazan de un brazo al otro.

CAPÍTULO 4: VARIACIÓN ESTACIONAL EN LAS SEÑALES ISOTÓPICAS DE LOS ORGANISMOS DEL LAGO PERITO MORENO

4.1. INTRODUCCIÓN

Los sistemas lacustres son sensibles a los cambios ambientales y usualmente exhiben una fuerte variación estacional en sus variables físicas (temperatura del agua y régimen lumínico), químicas (carbono, nitrógeno y fósforo) y biológicas (composición de las especies de algas, biomasa y producción primaria) (Gu *et al.* 1999). Los cambios en algunas de estas variables pueden influir en las señales isotópicas de los organismos en la base de la trama trófica, haciéndolas fluctuar estacionalmente. Sin embargo, los estudios estacionales de las señales isotópicas son escasos en los sistemas dulceacuícolas y se han focalizado principalmente en las comunidades planctónicas (Zohary *et al.* 1994; Yoshii *et al.* 1999) y especialmente en las señales isotópicas del carbono (Syvaranta *et al.* 2006). En los sistemas acuáticos se producen variaciones temporales naturales en la composición isotópica de los nutrientes del ambiente tales como carbono inorgánico disuelto (CID), nitrógeno inorgánico disuelto (NID) y la composición de la materia orgánica particulada (MOP), los que a su vez influyen en las señales isotópicas de los productores primarios, particularmente el fitoplancton y el perifiton (Zohary *et al.* 1994; Finlay 2004; Gu *et al.* 2011). Esta variabilidad isotópica se propaga a los niveles tróficos superiores declinando exponencialmente con el tamaño corporal de los consumidores debido a los efectos integrativos de una mayor cantidad de tejido y, por lo tanto, mayor tiempo de recambio de los mismos (Cabana & Rasmussen 1996). Los organismos de pequeño tamaño poseen un alto potencial de recambio de los isótopos asimilados en sus tejidos y por lo tanto exhiben diferentes señales isotópicas en un corto período de tiempo (Grey *et al.* 2001; Nördstrom *et al.* 2009). Por el contrario, el tiempo de recambio de los tejidos en individuos de mayor tamaño y especies de larga vida es más lento (Woodland *et al.* 2012) y por lo tanto sus valores isotópicos integran un mayor período de tiempo (meses o un año, Hesslein *et al.* 1993), respondiendo más lentamente a las variaciones de las señales isotópicas de los organismos que componen su dieta (Nördstrom *et al.* 2009).

Se observaron variaciones temporales en los valores de los isótopos estables de carbono y nitrógeno de macrófitas (Bunn & Boon 1994), perifiton (Syvaranta *et al.* 2006; Hadwen *et al.* 2010), plancton (Yoshioka *et al.* 1994; Gu *et al.* 1999; Grey *et al.* 2001; Matthews & Mazumder 2003), macroinvertebrados bentónicos (Gustafson *et al.* 2007; Cremona *et al.* 2010; Woodland *et al.* 2012) y peces (Reichert *et al.* 2008; Eloranta *et al.* 2010). Este tipo de estudios son cruciales, dado que si la dieta de los consumidores y el $\delta^{13}\text{C}$ de las presas varían estacionalmente, las inferencias realizadas sobre datos obtenidos en una sola estación, pueden ser erróneas (Yoshioka *et al.* 1998).

En este capítulo se evaluarán los cambios estacionales en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$ de los diferentes taxa pertenecientes a la trama trófica del Lago Perito Moreno (LPM).

4.2. MATERIALES Y MÉTODOS

Los sitios de muestreo, los organismos muestreados en cada sitio, las técnicas de muestreo utilizadas y los métodos de análisis de las muestras fueron detallados en las secciones 2.1.1 a 2.2.4 del Capítulo 2.

Dado que los procesos bióticos y abióticos de los lagos están relacionados con el régimen termal del lago (periodo de mezcla en invierno y estratificación termal de la columna de agua en verano) entre otros factores, los muestreos de los peces pelágico/demersales fueron realizados en dos estaciones (verano e invierno) que se corresponden con dicho régimen. Los muestreos del resto de los organismos fueron realizados en las cuatro estaciones del año (Tabla 4.1).

4.2.1. Análisis Estadísticos

Los análisis estadísticos se realizaron utilizando los programas estadísticos XLSTAT v7.5 para Microsoft Office 2010 y StatSoft Statistica v8.0. Las pruebas estadísticas realizadas fueron las siguientes:

- Análisis de la variancia (ANOVA) seguida de una prueba de Tukey HSD:
 - ✓ Para evaluar las diferencias en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las fracciones de plancton entre las distintas estaciones en ambos brazos (Tabla Anexo III.23).

ESTACIÓN-AÑO	ORGANISMO
Verano 2000	Peces pelágico/demersales
Invierno 2000	
Verano 2001	
Invierno 2001	
Verano 2003	Juveniles de salmónidos
Primavera 2005	Macrófitas y perifiton
	Plancton
	Macroinvertebrados
	Juveniles de salmónidos
	Puyén Chico
Verano 2006	Macrófitas y perifiton
	Plancton
	Macroinvertebrados
	Puyén Chico
Otoño 2006	Macrófitas
	Macroinvertebrados
	Juveniles de salmónidos
	Puyén Chico
Invierno 2006	Macrófitas y perifiton
	Plancton
	Macroinvertebrados
	Puyén Chico
Primavera 2006	Macrófitas y perifiton
	Plancton
	Macroinvertebrados
	Puyén Chico
Otoño 2007	Plancton
Verano 2008	Detritos
	Hojas de árboles y arbustos
	Plancton
	Macroinvertebrados
	Puyén Chico
Otoño 2008	Plancton
Invierno 2008	Plancton
Primavera 2008	Plancton
	Puyén Chico

Tabla 4.1: Estación y año en que se realizaron los muestreos de los organismos en el Lago Perito Moreno.

4.3. RESULTADOS

Si bien los muestreos se hicieron estacionalmente en ambos brazos, no todos los organismos estuvieron representados en todas las estaciones y, en la mayor parte de los casos, no se obtuvieron suficientes muestras para poder realizar un detallado análisis

estacional de todos los taxa. Algunas especies de peces tales como la Trucha Arco Iris (*Oncorhynchus mykiss*), la Perca Criolla (*Percichthys trucha*), el Puyén Chico (*Galaxias maculatus*) y la Trucha de Arroyo (*Salvelinus fontinalis*), fueron obtenidas en dos estaciones en dos años consecutivos. El plancton fue muestreado en dos secuencias estacionales y algunos taxa de macroinvertebrados y de productores primarios también pudieron ser comparados estacionalmente. En las siguientes secciones se analizarán únicamente aquellos taxa que estuvieron representados en los muestreos en más de una estación en el Moreno Este (ME) o en el Moreno Oeste (MO).

4.3.1. Productores Primarios

De las macrófitas muestreadas, *Galium* sp., *Hydrocotyle chamaemorus* y *Myriophyllum quitense*, fueron las que se obtuvieron en más de una estación. Muestras de perifiton se obtuvieron en verano, invierno y primavera en ME y en verano y primavera en MO (Tabla 4.2).

ORGANISMO	ESTACIÓN	n	ME		n	MO	
			$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)		$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)
Perifiton	Verano	2	$4,8 \pm 5,1$	$-23,6 \pm 0,6$	1	2,1	-26,7
	Invierno	1	5,3	-25,3	-	-	-
	Primavera	2	$5,6 \pm 0,9$	$-26,0 \pm 2,5$	2	$1,2 \pm 0,2$	$-23,2 \pm 6,7$
<i>Myriophyllum quitense</i>	Verano	2	$6,9 \pm 2,5$	$-11,9 \pm 2,1$	1	3,0	-14,0
	Otoño	-	-	-	4	$-6,8 \pm 7,1$	$-13,7 \pm 4,4$
	Invierno	1	6,3	-15,9	1	-3,1	-15,2
	Primavera	-	-	-	3	$-1,3 \pm 7,6$	$-15,9 \pm 4,3$
<i>Galium</i> sp.	Verano	1	6,2	-28,1	-	-	-
	Primavera	1	10,2	-27,6	-	-	-
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	Verano	2	$4,8 \pm 1,2$	$-25,7 \pm 1,4$	1	3,6	-26,1
	Otoño	1	3,4	-28,5	1	-0,6	-26,2
	Invierno	2	$5,3 \pm 0$	$-28,9 \pm 1,1$	1	3,7	-32,3
	Primavera	1	7,5	-29,2	3	$4,7 \pm 2,5$	$-28,2 \pm 0,9$

Tabla 4.2: Número de muestras (*n*) y medias \pm desvíos estándar de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ obtenidos estacionalmente en macrófitas y perifiton del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO).

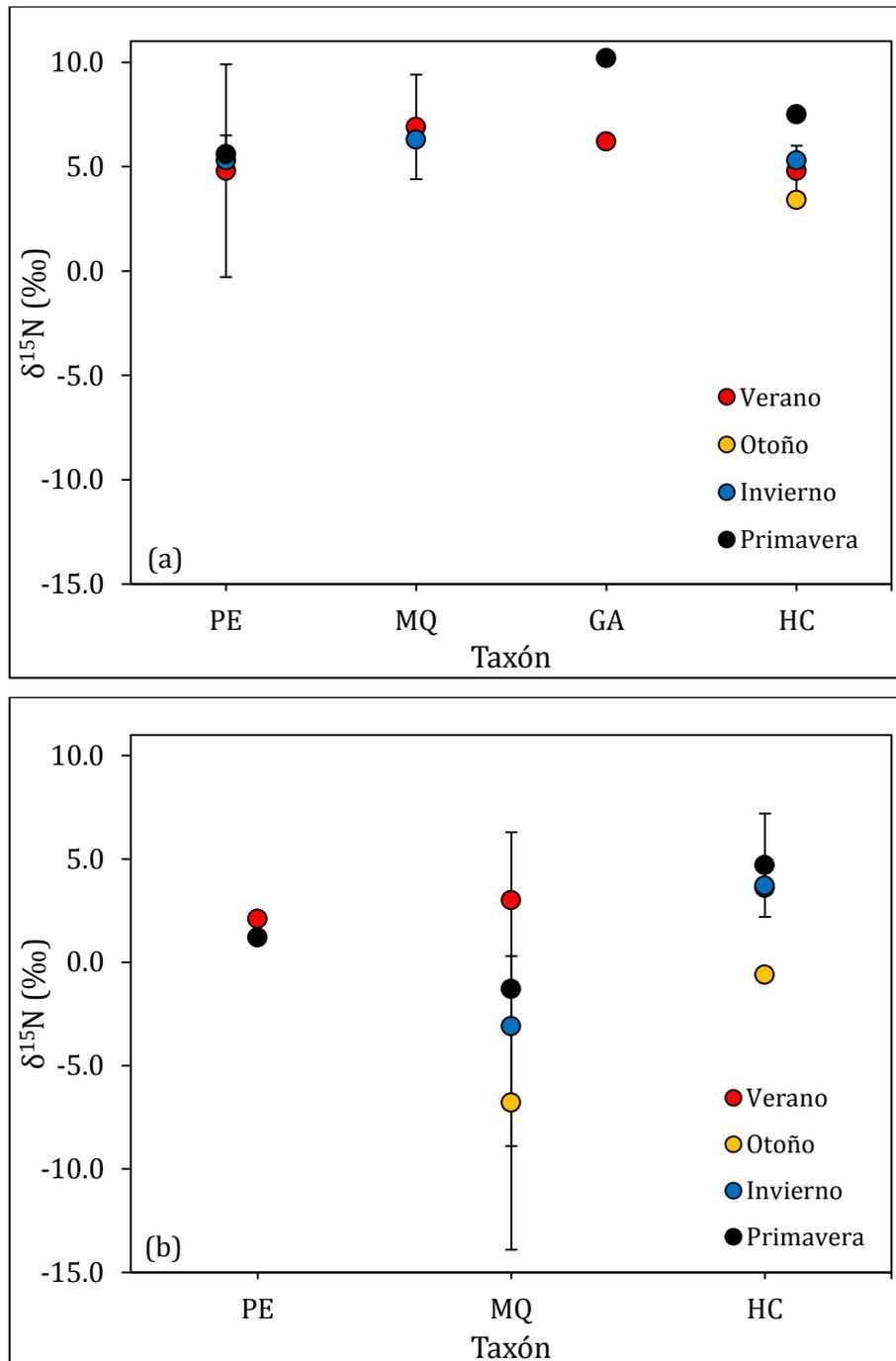


Figura 4.1: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en macrófitas y perifiton en el Moreno Este (a) y en el Moreno Oeste (b). Los códigos de los taxones corresponden a: PE-Perifiton, MQ-*Myriophyllum quitense*, GA-*Galium* sp., HC-*Hydrocotyle chamaemorus*. La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (n) está detallado en la Tabla 4.2.

Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de *M. quitense* en el ME, en verano fueron mayores que en invierno y los de *H. chamaemorus* en verano fueron mayores que los de las otras tres estaciones, las cuales presentaron valores similares (Figura 4.2a). En *Galium* sp. y en el perifiton no se observaron diferencias estacionales en los valores de $\delta^{13}\text{C}$. En el MO, los

valores de $\delta^{13}\text{C}$ del perifiton y de *M. quitense* fueron similares entre las estaciones, pero los de *H. chamaemorus* se incrementaron desde el invierno hasta el otoño (Figura 4.2b).

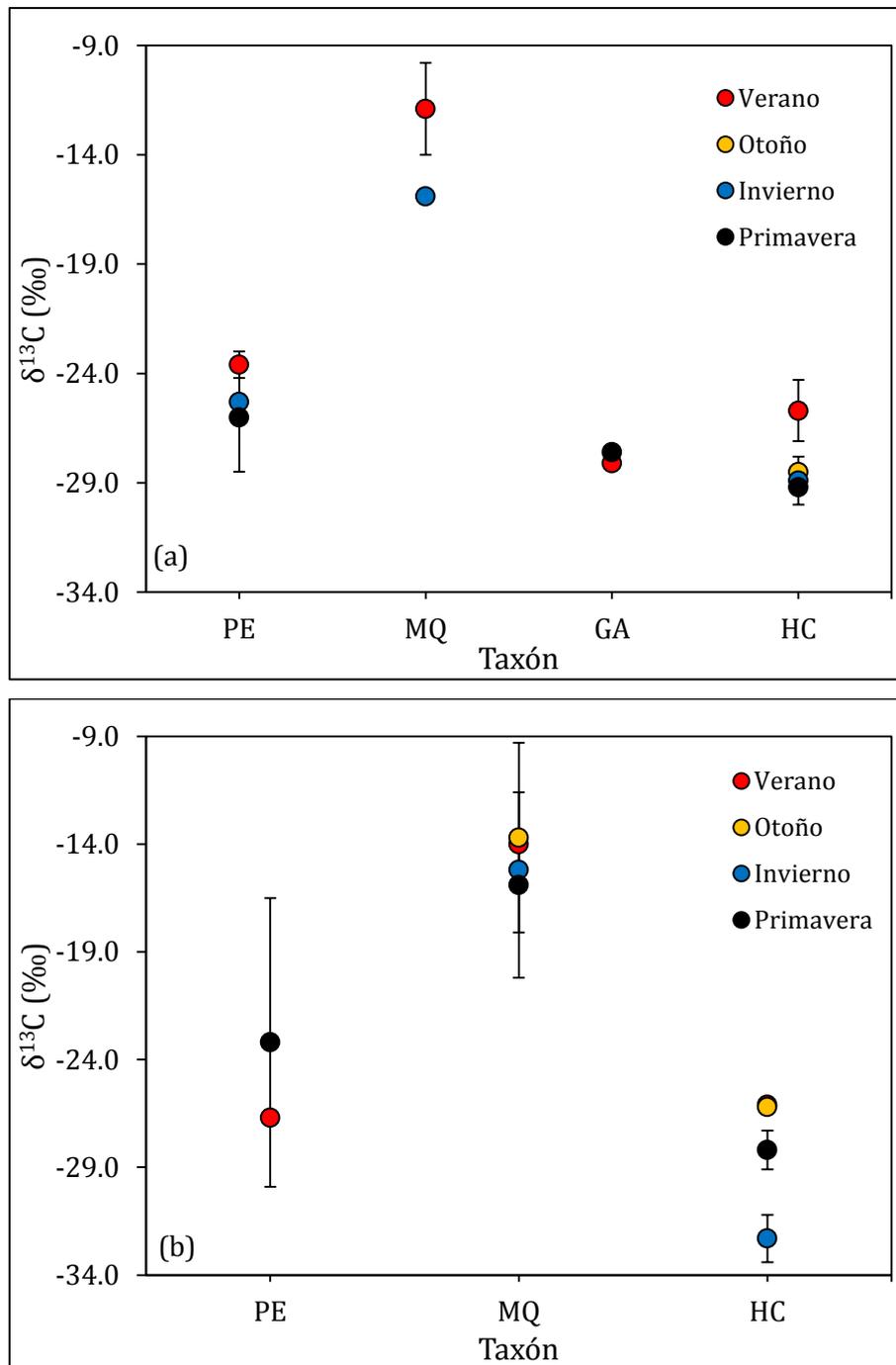


Figura 4.2: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en macrófitas y perifiton en el Moreno Este-(a) y en el Moreno Oeste-(b). Los códigos de los taxones corresponden a: PE-Perifiton, MQ-*Myriophyllum quitense*, GA-*Galium* sp., HC-*Hydrocotyle chamaemorus*. La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (n) está detallado en la Tabla 4.2.

En algunos casos se observó una gran variación en las señales isotópicas del carbono y del nitrógeno dentro de una misma estación, evidenciado por valores

elevados de los desvíos estándar. Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ del perifiton colectado en el ME en verano variaron entre 1,2 ‰ y 8,4 ‰, en tanto que los de *M. quitense* en el MO variaron entre -12,2 ‰ y 3,6 ‰ en otoño y entre -7,5 ‰ y 7,2 ‰ en primavera. Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ también fluctuaron en un rango amplio dentro de una misma estación. En el perifiton del MO el $\delta^{13}\text{C}$ varió entre -27,9 ‰ y -18,5 ‰ en primavera y en *M. quitense* fluctuó entre -20,2 ‰ y -10,2 ‰ en otoño y entre -20,0 ‰ y -11,5 ‰ en primavera (Tabla 4.2).

4.3.2. Plancton

Como se comprobó en el Capítulo 2, no se observaron diferencias en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$ entre las fracciones más pequeñas del plancton: Fracción 1 (10 - 53) μm , F1 y Fracción 2 (53 - 200) μm , F2. Por lo tanto, para facilitar el análisis estacional y contar con mayor número de muestras por estación que permitan realizar análisis estadísticos, ambas fracciones fueron analizadas en conjunto (F1+F2). Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$ obtenidos estacionalmente para las (F1+F2) y para la Fracción 3 (> 200 μm , F3) están resumidos en la Tabla 4.3 y graficados en las Figura 4.3 y Figura 4.4.

FRACCIÓN	ESTACIÓN	<i>n</i>	ME		<i>n</i>	MO	
			$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)		$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)
F1 + F2	Verano	4	5,4 ± 1,7	-25,7 ± 0,7	8	4,7 ± 1,9	-25,0 ± 1,5
	Otoño	10	5,2 ± 1,1	-24,5 ± 1,1	12	4,1 ± 0,6	-24,0 ± 0,3
	Invierno	6	5,5 ± 1,4	-26,8 ± 1,3	10	5,7 ± 1,9	-26,7 ± 1,5
	Primavera	4	4,2 ± 2,7	-29,2 ± 1,2	7	3,9 ± 2,5	-28,6 ± 2,1
F3	Verano	5	8,7 ± 0,6	-29,1 ± 0,5	6	7,9 ± 0,7	-27,7 ± 0,3
	Otoño	7	7,7 ± 1,1	-28,1 ± 0,5	9	6,9 ± 0,9	-27,3 ± 0,4
	Invierno	5	8,9 ± 0,6	-29,0 ± 0,8	7	8,5 ± 0,9	-28,7 ± 0,8
	Primavera	5	10,8 ± 3,2	-31,7 ± 1,1	8	8,1 ± 0,3	-30,3 ± 1,4

Tabla 4.3: Número de muestras (*n*) y medias ± desvíos estándar de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ obtenidos estacionalmente en las tres fracciones del plancton del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO).

No se observaron diferencias estacionales significativas en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de las fracciones de menor tamaño en ME y MO (Tukey $p > 0,05$; Figura 4.3). En el ME, las medias de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ oscilaron alrededor de 5,0 ‰ desde el verano hasta el invierno y decrecieron a 4,2 ‰ en primavera. En el MO las medias de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ fueron de alrededor de 4,0 ‰ en verano y otoño, aumentaron a 5,7 ‰ en invierno y decrecieron a 3,9 ‰ en primavera (Tabla 4.3). Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ obtenidos en la F3

en el ME fueron similares estadísticamente entre las cuatro estaciones (Tukey $p > 0,05$; Figura 4.3), a excepción de los valores de la primavera que fueron mayores que los del otoño (Tukey $p < 0,05$). En el MO, los mayores valores de $\delta^{15}\text{N}$ se observaron en el invierno y los menores en el otoño (Tabla 4.3), siendo ambos valores significativamente diferentes entre sí (Tukey $p < 0,001$). En esta fracción las medias de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ decrecieron de 8,7 ‰ (ME) y 7,9 ‰ (MO) en verano a 7,7 ‰ (ME) y 6,9 ‰ (MO) en otoño. En el ME esos valores volvieron a incrementarse en el invierno y luego en la primavera con respecto a los valores del otoño, y el MO aumentaron en el invierno pero se mantuvieron constantes en la primavera (Tabla 4.3).

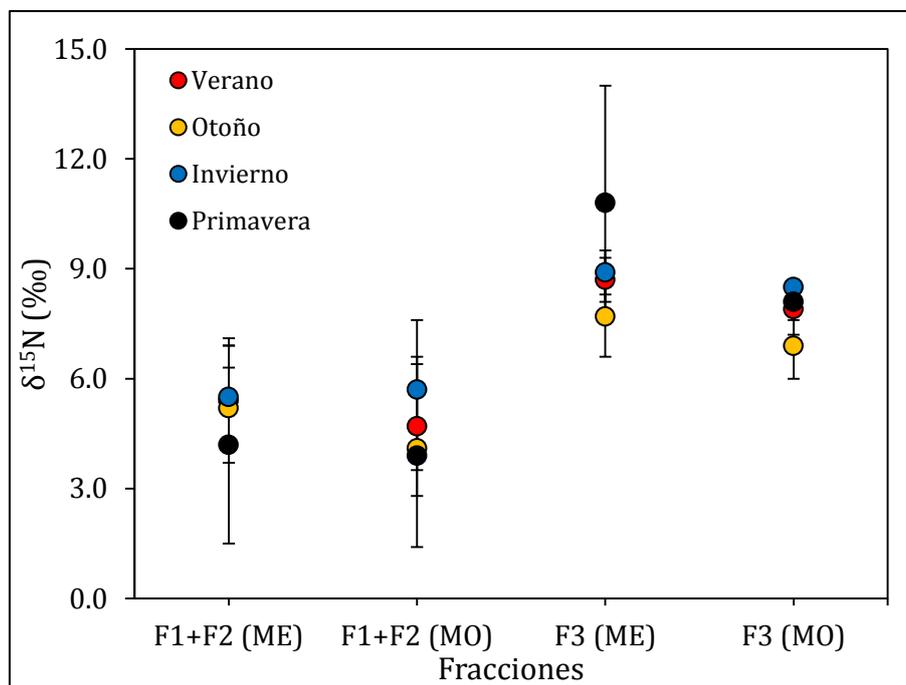


Figura 4.3: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en el plancton en el Moreno Este (ME) y en el Moreno Oeste (MO) en F1+F2-(10 - 200) μm y en F3-(>200 μm). La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (n) está detallado en la Tabla 4.3.

A diferencia de los valores de $\delta^{15}\text{N}$, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ variaron estacionalmente en las diferentes fracciones del plancton estudiadas. F1+F2 estuvieron enriquecidas en ^{13}C en el otoño con respecto a las otras tres estaciones en ambos brazos (Tukey $p < 0,05$) y los menores valores se observaron en primavera en ambos brazos (Tukey $p < 0,05$; Figura 4.4). El mismo patrón se observó en la F3 donde los mayores valores correspondieron al otoño en ambos brazos (Tukey $p < 0,05$) y los menores correspondieron a la primavera (Figura 4.4).

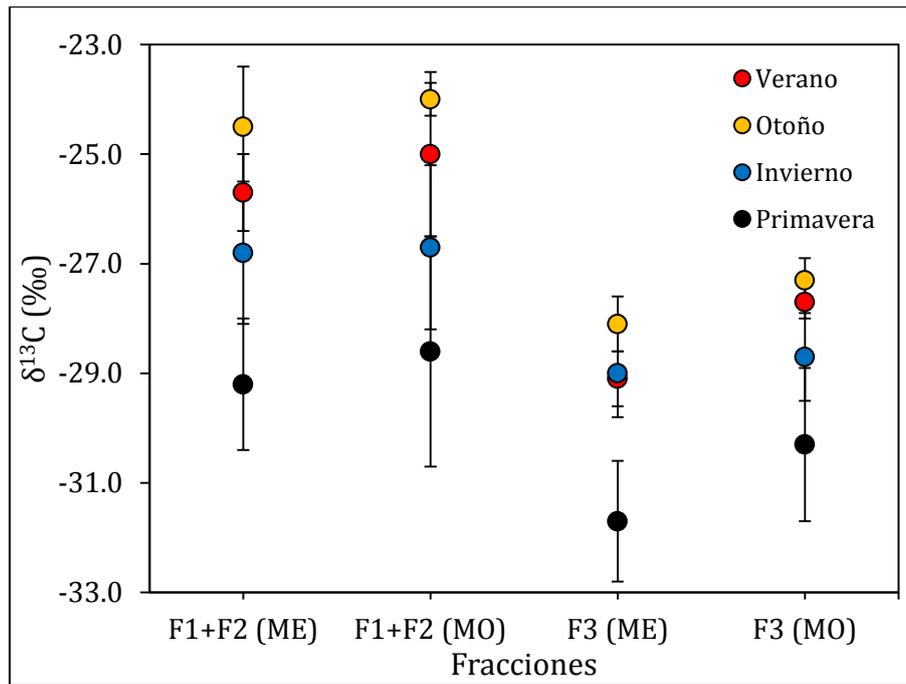


Figura 4.4: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en el plancton en el Moreno Este (ME) y en el Moreno Oeste (MO) en F1+F2-(10 - 200) μm , F3-(>200 μm). La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (n) está detallado en la Tabla 4.3.

En (F1+F2) las medias de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en el ME (desde -24,5 ‰ hasta -29,2 ‰) y en el MO (desde -24,0 ‰ hasta -28,6 ‰) disminuyeron desde el otoño hasta la primavera y luego se incrementaron hacia el verano en ambos brazos (Tabla 4.3). En la F3 se observó el mismo patrón de disminución de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ desde el otoño hasta la primavera y un posterior aumento hacia el verano (Tabla 4.3).

4.3.3. Macroinvertebrados

Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ obtenidos estacionalmente en los macroinvertebrados del ME y del MO están resumidos en la Tabla 4.4. En la mayoría de las especies no se obtuvieron ejemplares en todas las estaciones muestreadas y se observaron algunas diferencias entre las muestras obtenidas en el ME y en el MO. Por ejemplo, no se obtuvieron hirudíneos en otoño en el MO y en primavera en el ME, o ejemplares de *Samastacus spinifrons* en invierno en el MO y en primavera en el ME. Las larvas de Plecoptera y *Aegla* sp. en el MO y *Diplodon chilensis*, *Chilina* sp. y larvas de Odonata y Ephemeroptera en el ME, fueron colectadas en una sola estación. A causa de esto, estas especies no fueron comparadas estacionalmente y por lo tanto, no fueron incluidos en las Figuras 4.5 y 4.6. En general, el número total de muestras obtenidas en cada estación

fue escaso y no se pudieron realizar pruebas estadísticas para comprobar diferencias estacionales en las señales isotópicas de los macroinvertebrados.

ESPECIE	ESTACIÓN	n	ME		n	MO	
			$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)		$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)
Hirudinea	Verano	1	14,1	-27,6	1	6,9	-24,3
	Otoño	1	10,4	-23,7	-	-	-
	Primavera	-	-	-	2	8,0 ± 0,4	-25,6 ± 2,9
<i>Chilina</i> sp.	Verano	-	-	-	6	1,9 ± 0,6	-18,3 ± 2,3
	Otoño	2	5,2 ± 2,0	-17,7 ± 4,3	1	3,3	-18,9
<i>Diplodon chilensis</i>	Verano	1	5,1	-27,7	19	5,2 ± 0,8	-25,6 ± 0,4
	Otoño	-	-	-	8	5,9 ± 0,8	-25,2 ± 0,4
<i>Aegla</i> sp.	Verano	3	8,8 ± 1,8	-22,7 ± 2,3	2	5,9 ± 2,1	-22,7 ± 0,6
	Otoño	1	6,1	-18,9	-	-	-
	Invierno	1	9,6	-23,0	-	-	-
<i>Samastacus spinifrons</i>	Verano	1	9,3	-23,7	12	5,5 ± 0,7	-22,2 ± 1,5
	Otoño	2	8,1 ± 0,2	-21,9 ± 1,3	1	6,2	-22,3
	Invierno	1	8,8	-22,1	-	-	-
	Primavera	-	-	-	2	6,6 ± 0,1	-22,9 ± 0,9
<i>Hyaella</i> sp.	Verano	2	7,9 ± 0,3	-22,4 ± 0,1	1	4,3	-19,1
	Invierno	1	8,4	-28,0	1	2,1	-28,2
	Primavera	2	7,8 ± 0,8	-25,9 ± 0,6	2	2,6 ± 0,02	-22,8 ± 1,4
Ephemeroptera (larvas)	Verano	1	8,3	-23,5	1	4,4	-24,3
	Invierno	-	-	-	1	6,5	-18,4
	Primavera	-	-	-	2	6,0 ± 0,4	-24,8 ± 1,5
Odonata (larvas)	Verano	-	-	-	2	3,8 ± 0,5	-22,1 ± 0,05
	Otoño	-	-	-	1	3,1	-20,0
	Primavera	1	4,6	-20,0	2	5,4 ± 1,1	-26,6 ± 1,8
Plecoptera (larvas)	Verano	1	6,9	-21,4	-	-	-
	Primavera	3	7,2 ± 2,0	-25,9 ± 3,1	2	3,8 ± 0,2	-36,8 ± 0,9
Trichoptera (larvas)	Primavera	4	7,6 ± 1,5	-26,5 ± 2,8	8	3,6 ± 0,7	-27,6 ± 3,2
	Invierno	4	7,5 ± 0,3	-29,4 ± 0,9	1	5,1	-26,1

Tabla 4.4: Número de muestras (n) y medias \pm desvíos estándar de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ obtenidos estacionalmente en macroinvertebrados del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO).

En general, se observaron diferencias estacionales en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (Hirudinea, *Chilina* sp., *Aegla* sp., *S. spinifrons*, *Hyaella* sp. larvas de Ephemeroptera y Trichoptera) y de $\delta^{13}\text{C}$ (Hirudinea, *Aegla* sp. *S. spinifrons*, *Hyaella* sp., larvas de Ephemeroptera y Odonata) en solo algunos taxa. Sin embargo, no se observó ningún patrón estacional en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ en cada brazo o entre los brazos (Figuras 4.5 y 4.6). Por ejemplo, en el ME las larvas de Trichoptera presentaron los valores más altos de $\delta^{15}\text{N}$ en invierno y los más bajos en primavera, en tanto que en el

MO estos valores fueron similares en ambas estaciones. Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en *Hyaella* sp. fueron similares en el MO entre las estaciones pero en el ME disminuyeron desde el verano hasta el invierno (Figura 4.5).

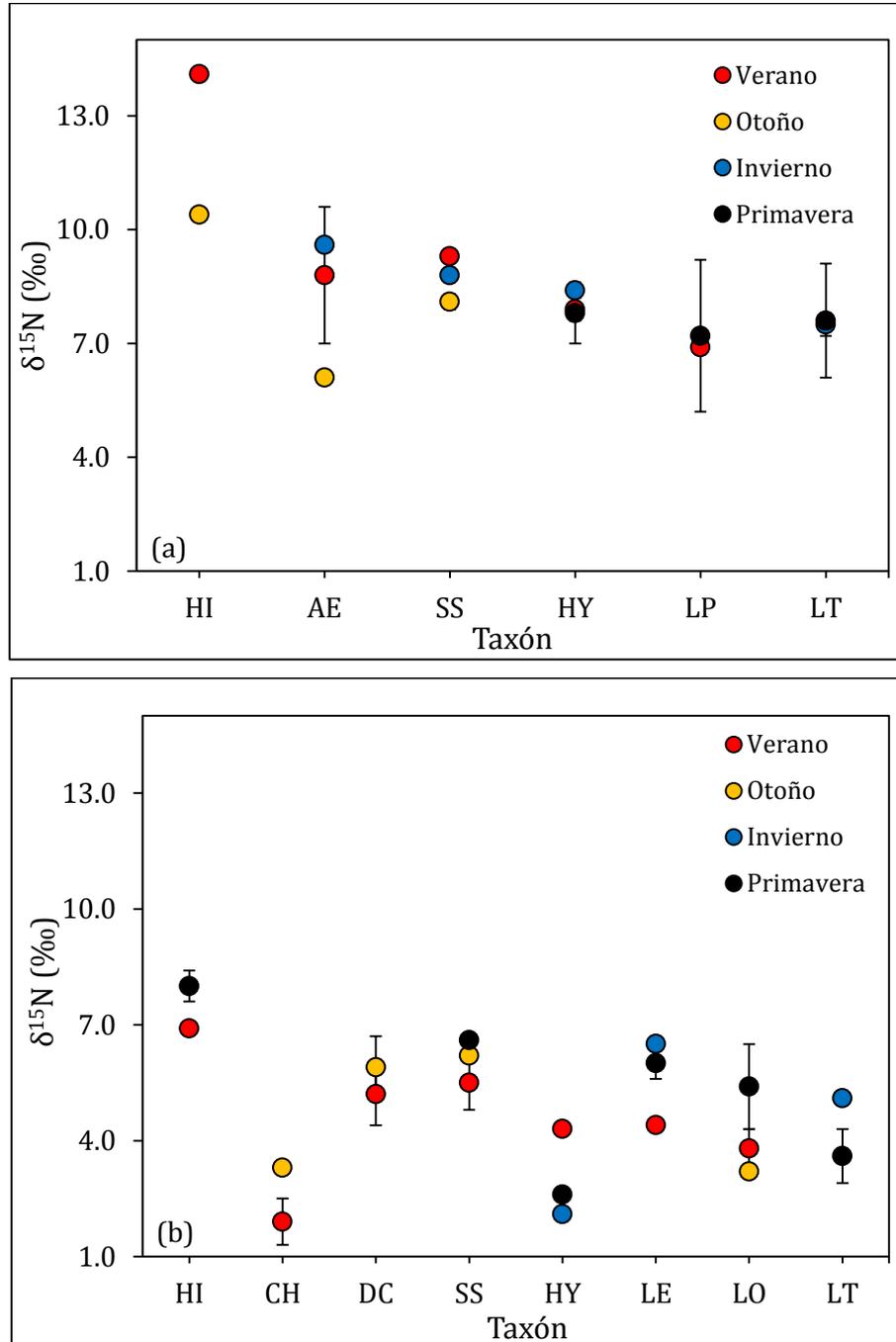


Figura 4.5: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) de los valores estacionales de $\delta^{15}\text{N}$ en macroinvertebrados en el Moreno Este (a) y en el Moreno Oeste (b). Los códigos de los taxones corresponden a: HI-Hirudinea, CH-*Chilina* sp., DC-*Diplodon chilensis*, AE-*Aegla* sp., SS-*Samastacus spinifrons*, HY-*Hyaella* sp., LE-Ephemeroptera (larvas), OD-Odonata (larvas), PL-Plecoptera (larvas), TR-Trichoptera (larvas). La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (n) está detallado en la Tabla 4.4.

En general, tampoco se observó un patrón estacional con respecto a los valores de $\delta^{13}\text{C}$ entre el ME y en el MO. Sin embargo, en las larvas de Trichoptera los valores de $\delta^{13}\text{C}$ fueron similares en invierno y en primavera en ambos brazos y en *Hyaella* sp. en ambos brazos los valores de $\delta^{13}\text{C}$ decrecieron desde el invierno hasta el verano (Figura 4.6).

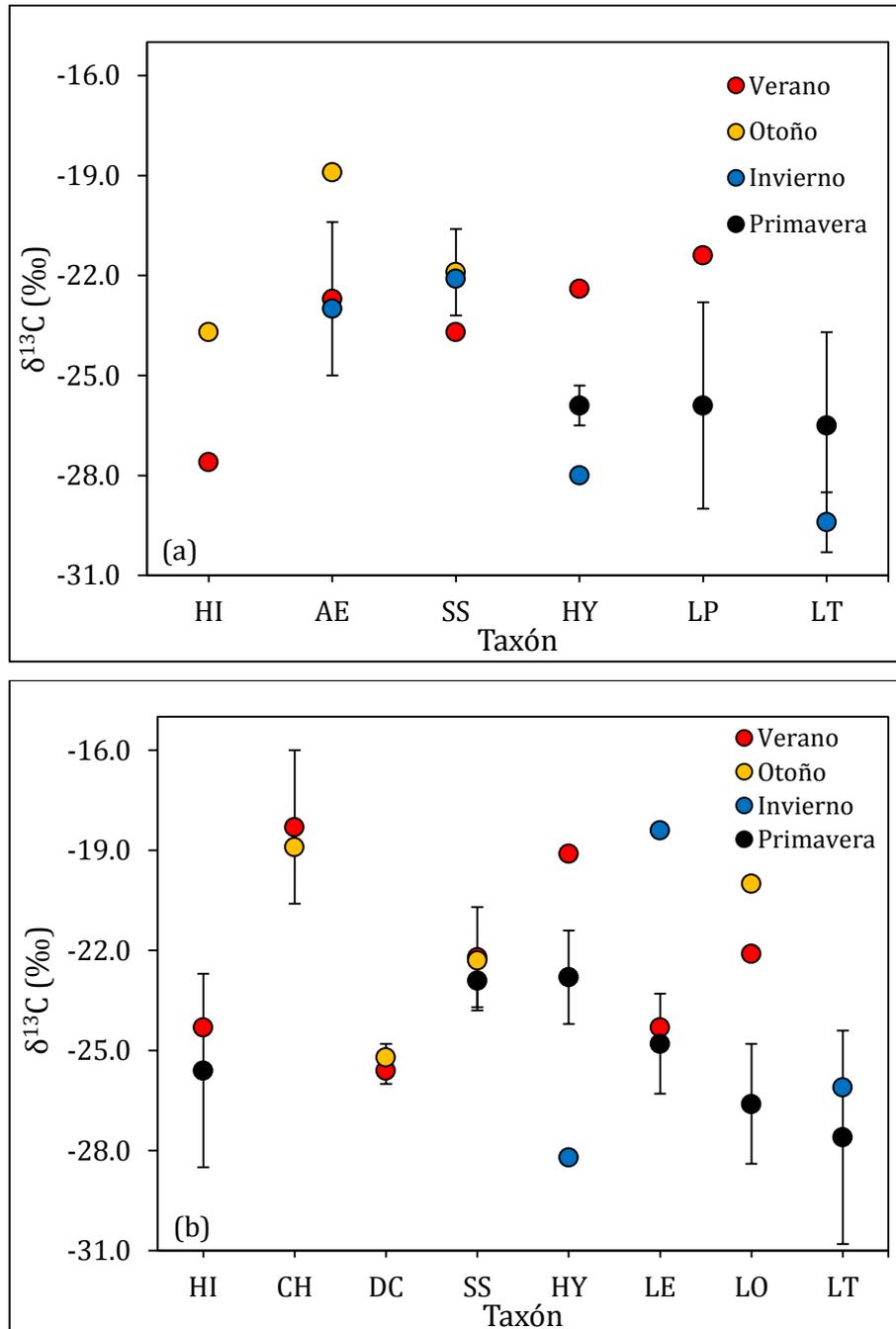


Figura 4.6: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) de los valores estacionales de $\delta^{13}\text{C}$ en macroinvertebrados en el Moreno Este (a) y en el Moreno Oeste (b). Los códigos de los taxones corresponden a: HI-Hirudinea, CH-*Chilina* sp., DC-*Diplodon chilensis*, AE-*Aegla* sp., SS-*Samastacus spinifrons*, HY-*Hyaella* sp., LE-Ephemeroptera (larvas), OD-Odonata (larvas), PL-Plecoptera

(larvas), TR-Trichoptera (larvas). La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (n) está detallado en la Tabla 4.4.

4.3.4. Peces

Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ obtenidos estacionalmente en los peces del ME y del MO están detallados en la Tabla 4.5. Los ejemplares del Bagre Aterciopelado (*Olivaichthys viedmensis*) y los juveniles de Pejerrey Patagónico (*Odontesthes hatcheri*) fueron obtenidos solamente en el verano y por lo tanto no fue posible realizar comparaciones entre estaciones. Tampoco fue posible realizar comparaciones en el Puyén Grande (*Galaxias platei*), en la Trucha Marrón (*Salmo trutta*), en los adultos de Pejerrey Patagónico y en los juveniles de Perca Criolla (*Percichthys trucha*) dado que solo se contó con una muestra en todos los casos.

ESPECIE	ESTACIÓN	n	ME		n	MO	
			$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)		$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)
Bagre Aterciopelado	Verano	7	$8,7 \pm 0,6$	$-26,4 \pm 1,5$	-	-	-
Trucha Arco Iris	Verano	2	$12,5 \pm 0,2$	$-25,3 \pm 0,6$	2	$10,2 \pm 0,4$	$-22,6 \pm 1,0$
	Invierno	5	$11,8 \pm 0,5$	$-23,9 \pm 1,1$	5	$10,8 \pm 0,4$	$-22,7 \pm 1,6$
Trucha Arco Iris (juvenil)	Verano	-	-	-	5	$7,5 \pm 1,1$	$-22,3 \pm 1,7$
	Primavera	-	-	-	4	$8,6 \pm 1,0$	$-25,4 \pm 2,1$
Trucha de Arroyo	Verano	2	$11,6 \pm 0,7$	$-25,9 \pm 0,8$	1	10,0	-24,5
	Invierno	5	$12,1 \pm 0,7$	$-27,1 \pm 2,5$	5	$11,2 \pm 1,2$	$-23,7 \pm 1,8$
Trucha de Arroyo (juvenil)	Otoño	1	11,2	-23,5	1	9,5	-21,8
	Invierno	1	11,3	-30,8	-	-	-
	Primavera	-	-	-	2	$10,1 \pm 0,5$	$-24,0 \pm 0,3$
Trucha Marrón	Verano	-	-	-	1	11,5	-23,5
Puyén Chico	Verano	4	$10,4 \pm 0,4$	$-24,4 \pm 0,9$	1	8,3	-25,0
	Otoño	7	$10,4 \pm 0,7$	$-25,7 \pm 2,5$	5	$8,1 \pm 1,1$	$-23,9 \pm 1,5$
	Invierno	2	$10,1 \pm 0,7$	$-23,4 \pm 1,1$	6	$8,0 \pm 0,4$	$-23,8 \pm 0,7$
	Primavera	3	$11,4 \pm 1,3$	$-27,1 \pm 1,1$	16	$8,6 \pm 0,7$	$-24,4 \pm 1,9$
Puyén Grande	Verano	1	8,9	-18,0	-	-	-
	Invierno	1	-	-	1	9,7	-19,4
Pejerrey Patagónico	Invierno	1	10,0	-31,0	-	-	-
Pejerrey Patagónico (juvenil)	Verano	2	$8,3 \pm 1,0$	$-24,1 \pm 0,7$	2	6,4 a 9,4	$-22,6 \pm 3,0$
Perca Criolla	Verano	12	$11,1 \pm 0,9$	$-25,4 \pm 2,0$	11	$9,2 \pm 0,4$	$-20,8 \pm 1,5$
	Invierno	6	$11,3 \pm 1,2$	$-23,9 \pm 3,4$	5	$10,1 \pm 0,5$	$-21,0 \pm 0,8$
Perca Criolla (juvenil)	Verano	-	-	-	1	5,5	-16,3

Tabla 4.5: Número de muestras (n) y medias \pm desvíos estándar de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ obtenidos estacionalmente en peces del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO).

No se realizaron pruebas estadísticas para comprobar la diferencia estacional entre los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ dado que en la mayoría de los casos no se contó con suficiente número de muestras. Sin embargo, al observar las medias de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y sus desvíos estándar (Figura 4.7) se deduce que estos valores fueron similares entre las estaciones del año en todas las especies de peces en el ME y en el MO.

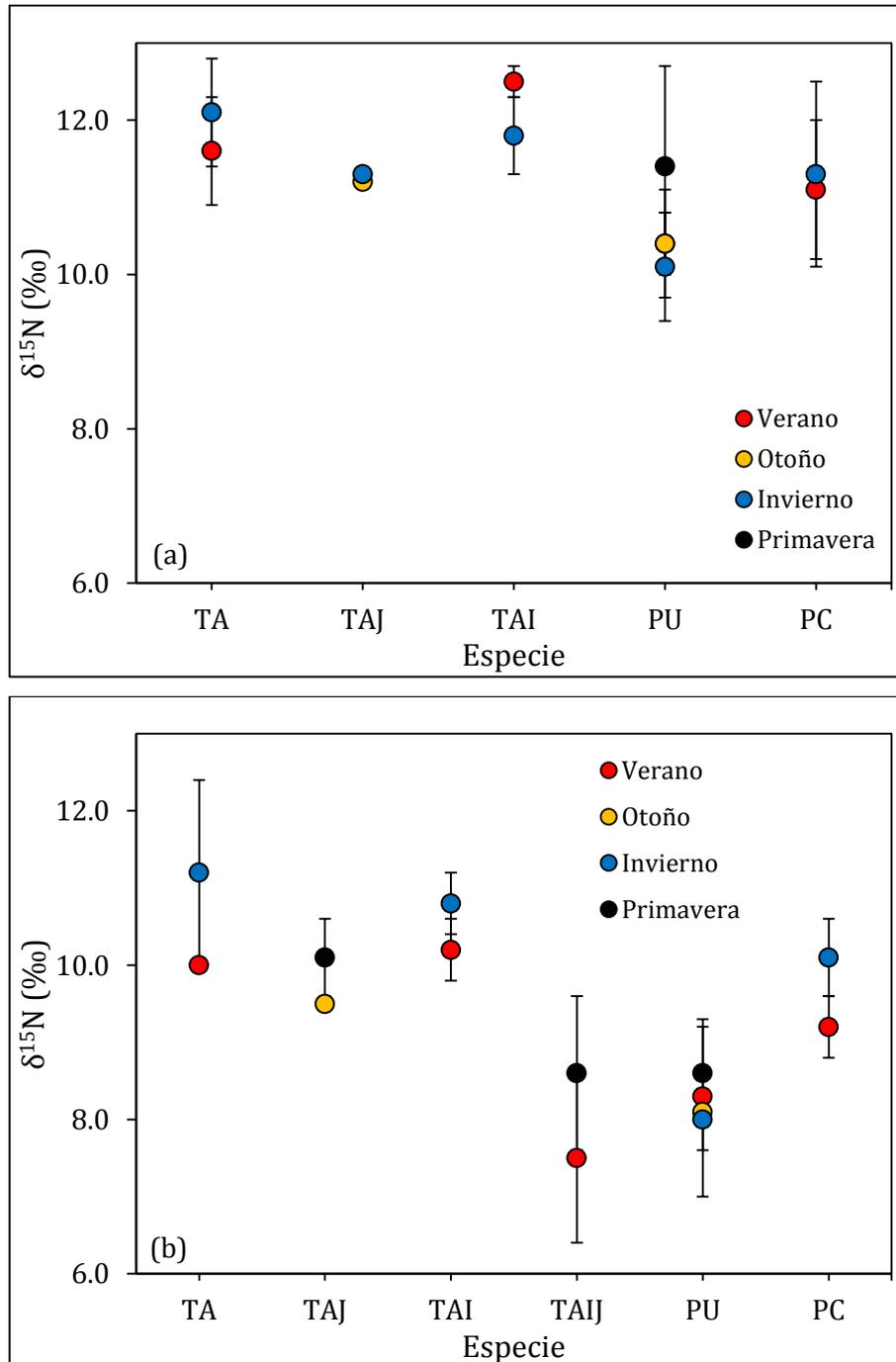


Figura 4.7: Medias y desvíos estándar de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en peces en el Moreno Este (a) y en el Moreno Oeste (b) en TA-Trucha de Arroyo, TAJ-Trucha de Arroyo juvenil, TAI-Trucha Arco Iris, TAIJ-Trucha Arco Iris juvenil, PU-Puyén Chico, PC-Perca Criolla. La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (n) está detallado en la Tabla 4.5.

En cuanto a los valores de $\delta^{13}\text{C}$, tampoco se observó ninguna tendencia (Figura 4.8). Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ son similares en las distintas estaciones del año en todas las especies de peces salvo en los juveniles de trucha de Arroyo, en la que fueron mayores en otoño que en invierno en el ME y que en primavera en el MO (Figura 4.8, Tabla 4.5).

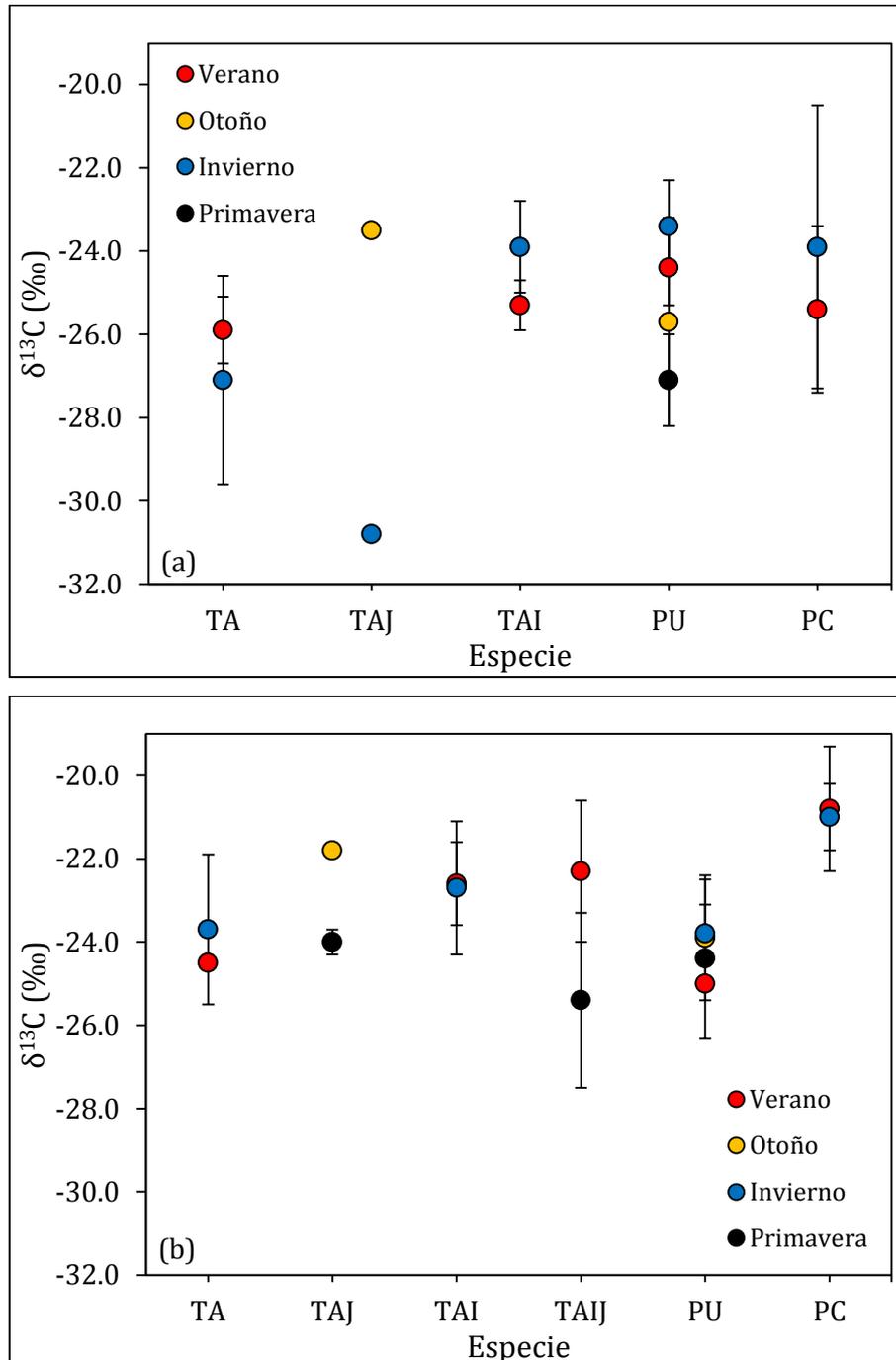


Figura 4.8: Medias y desvíos estándar de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en peces en el Moreno Este (a) y en el Moreno Oeste (b) en TA-Trucha de Arroyo, TAJ-Trucha de Arroyo juvenil, TAI-Trucha Arco Iris, TAIJ-Trucha Arco Iris juvenil, PU-Puyén Chico, PC-Perca Criolla. La correspondencia entre estación y color está detallada en la figura. El número de muestras (n) está detallado en la Tabla 4.5.

4.4. DISCUSIÓN

Boon & Bunn (1994) observaron que las señales isotópicas de algunas especies de macrófitas pueden variar aproximadamente un 10 ‰ en diferentes momentos del año. En el LPM se observó variación estacional en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de las macrófitas muestreadas, pero en algunos casos la variación intra-estacional también fue elevada, solapando esto las diferencias entre las estaciones. La composición isotópica de las plantas acuáticas depende de la concentración y de la composición isotópica de CID y del DIN asimilados (MacLeod & Barton 1998). Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y de $\delta^{15}\text{N}$ del CID y del NID, respectivamente, exhiben un alto grado de variabilidad a lo largo del año, fluctuando estacionalmente (Hecky & Kilham 1988; Keeley & Sandquist 1992; Yoshioka *et al.* 1994; Vander Zanden *et al.* 2005). Otros factores que pueden afectar los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y de $\delta^{15}\text{N}$ en las plantas acuáticas y generar variaciones temporales son la temperatura, la química y la turbulencia del agua, la luz, los aportes alóctonos al sistema y la fisiología de las plantas (France 1995c; Finlay & Kendall 2007). Si bien las posibles causas de variación de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y de $\delta^{15}\text{N}$ de las plantas acuáticas son varias, en la mayoría de los estudios estos cambios fueron relacionados con las variaciones estacionales en las concentraciones y las señales isotópicas del CID y del NID (Bunn & Boon 1994; Gu *et al.* 1997; James *et al.* 2000; Cremona *et al.* 2010). En nuestro trabajo no se tomaron muestras de agua para analizar las concentraciones y los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y de $\delta^{15}\text{N}$ del CID y del NID en el LPM. Por lo tanto, no se pudo establecer ninguna relación entre las señales isotópicas de las macrófitas y sus fuentes de carbono y nitrógeno en el LPM.

Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ del perifiton en los sistemas dulceacuícolas varían tanto estacional como temporalmente (Hadwen *et al.* 2010). Esto se debe a varios factores ambientales, tales como la velocidad del agua, el régimen térmico, etc., y al igual que las plantas acuáticas, sus señales isotópicas dependen del material disuelto inorgánico asimilado (MacLeod & Barton 1998). Además, la tasa de cambio de las señales isotópicas en respuesta a estos factores ambientales es rápida debido a la alta tasa de recambio de las algas bentónicas (Hadwen & Bunn 2005). En ambos brazos del LPM los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ del perifiton fueron similares entre las estaciones. Sin embargo, en el MO, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ fueron de -26,7 ‰ en el verano a -23,2 ‰ en la

primavera, lo que podría reflejar una variación estacional en las señales de carbono. Sin embargo, en primavera estos valores variaron ampliamente entre -27,9 ‰ y -18,5 ‰, solapando las señales del verano.

Las variaciones temporales en las señales isotópicas del carbono y del nitrógeno en el fitoplancton pueden ser inducidas por la sucesión de especies con tasas de fraccionamiento isotópico diferentes, o como respuesta a los ciclos estacionales en las variables físicas, químicas y biológicas del sistema (Vuorio *et al.* 2006). En el LPM los valores de $\delta^{15}\text{N}$ del plancton no variaron estacionalmente en las fracciones de menor tamaño, pero se observaron algunas diferencias entre las estaciones en la fracción de mayor tamaño. El fitoplancton puede utilizar varias fuentes de nitrógeno inorgánico (amonio (NH_4^+), nitrato (NO_3^-) o nitrito (NO_2^-)), dependiendo del taxón y la influencia del ambiente (Leggett *et al.* 2000). Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ del NH_4^+ y del NO_3^- dependen de las transformaciones microbianas de nitrificación y amonificación, las cuales utilizan preferencialmente ^{14}N resultando en NO_3^- empobrecido y NH_4^+ enriquecido en ^{15}N (Syvaranta *et al.* 2008). Leggett *et al.* (2000), Syvaranta *et al.* (2008) y Ngochera & Bootsma (2011) observaron variaciones estacionales en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en los productores primarios pelágicos y lo relacionaron con cambios en la disponibilidad de las fuentes de nitrógeno a lo largo del año. Los organismos dominantes en la F1 son los dinoflagelados y ciliados mixotróficos (Arribére *et al.* 2010b) y los de la F2 son rotíferos (dominantes en todas las estaciones en ambos brazos) y en menor medida los mismos ciliados mixotróficos que en F1 y estadios inmaduros de copépodos (Queimaliños *et al.* 2012). La ausencia de un patrón estacional en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ puede deberse a la variedad de mecanismos de alimentación observados en estas fracciones: los ciliados mixotróficos tienen una alimentación tanto heterótrofa como autótrofa, los rotíferos y los crustáceos de pequeño tamaño son herbívoros y los dinoflagelados son autótrofos (Modenutti *et al.* 1998, 2008; Queimaliños *et al.* 2012). Estas diversas formas de alimentación darán como resultado señales isotópicas del nitrógeno diferentes: los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de los ciliados mixotróficos dependerán de si están comportándose como organismos heterótrofos o autótrofos y en este último caso de la fuente de nitrógeno inorgánica que están utilizando y los organismos herbívoros reflejarán valores enriquecidos en ^{15}N con respecto a su dieta.

Queimaliños *et al.* (2012) no observaron, en general, una sucesión estacional en la dominancia de las especies de la F3. En ambos brazos del LPM, el copépodo *Boeckella gracilipes* fue dominante en todas las estaciones muestreadas, especialmente en el invierno, y el cladócero *Ceriodaphnia dubia* co-dominó durante el verano. El cladócero *Bosmina longirostris* y copépodos ciclopoideos estuvieron presentes en todas las estaciones en ambos brazos pero en menor densidad. Como se mencionó en el Capítulo 2, los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de la F3 son similares a los de *B. gracilipes* a causa de la dominancia en biomasa en esta fracción. Este copépodo tiene una dieta omnívora compuesta por nanoflagelados mixotróficos (*Rhodomonas lacustris* y *Chrisochromulina* spp.), ciliados y dinoflagelados (*Gymnodinium* spp.), en tanto que *C. dubia* y *B. longirostris* consumen nanoplancton (Modenutti *et al.* 1998; Balseiro *et al.* 2001). Por lo tanto, estos crustáceos de mayor tamaño consumen parcialmente a las fracciones más pequeñas del plancton, obteniendo de ellas las señales isotópicas del nitrógeno. Dado que los valores de $\delta^{15}\text{N}$ fueron similares en F1 y F2 entre las estaciones, la existencia de una situación similar en la F3 es probable. En ambos brazos los menores valores de $\delta^{15}\text{N}$ en F3 se registraron durante el otoño; sin embargo, estos valores fueron solo significativamente más bajos con respecto a la primavera en el ME y con respecto al invierno y al verano en el MO. Estas diferencias estacionales en la F3 pueden estar dadas por el consumo del mismo tipo de presa cuyos valores de $\delta^{15}\text{N}$ pueden variar a lo largo del año, o por el consumo de distintas presas, según la disponibilidad estacional, las cuales presentan valores de $\delta^{15}\text{N}$ diferentes entre si. Esto no pudo ser corroborado por la dificultad que presenta separar las diferentes especies de las fracciones de tamaño más pequeño.

A diferencia de los valores de $\delta^{15}\text{N}$, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ presentaron un patrón estacional similar en todas las fracciones y en ambos brazos. El plancton presentó los mayores valores de $\delta^{13}\text{C}$ en otoño y los menores en primavera. En los lagos, la variación estacional en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ del fitoplancton puede estar influenciada por cambios en los valores del CID, por la composición de la materia orgánica particulada (MOP), por la productividad, por las especies que componen la comunidad y por la síntesis de lípidos por parte de las algas (Zohary *et al.* 1994; Legget *et al.* 1999; Grey *et al.* 2001). Los altos valores de $\delta^{13}\text{C}$ registrados durante el otoño en el LPM pueden ser indicativos de una mayor aloctonía en el zooplancton, asociada con mayores aportes externos de

carbono orgánico disuelto causada por las precipitaciones y por la escorrentía. Queimaliños *et al.* (2012) observaron que dos indicadores pelágicos de aloctonía, el color del agua (la absorbancia a 440 nm.) y la relación entre el color del agua y la Clorofila *a* (Color/Clora), presentaron los máximos valores en el otoño en ambos brazos del LPM. Estos valores altos fueron relacionados con las lluvias torrenciales de otoño que propician la escorrentía de los suelos del bosque, transportando materiales orgánicos disueltos del ambiente terrestre hasta el lago. Además, estos autores observaron una correlación positiva entre el color del agua y el $\delta^{13}\text{C}$ del zooplancton, lo que los llevó a inferir la existencia de ingresos de carbono orgánico alóctono a los consumidores pelágicos del LPM. Por el contrario, los bajos valores de $\delta^{13}\text{C}$ observados en todas las fracciones del plancton en primavera pueden estar relacionados con la baja incidencia de aportes alóctonos en esta estación. En este periodo, en el cual se produce el deshielo de la nieve acumulada durante el invierno y disminuyen las precipitaciones, se observaron valores bajos en la variable color del agua, lo que puede estar reflejando una baja incidencia de nuevos aportes terrestres de materia orgánica durante el deshielo (Queimaliños *et al.* 2012).

El zooplancton puede obtener carbono alóctono directamente a través del consumo de carbono orgánico particulado de origen terrestre o indirectamente a través del consumo de bacterias y otros organismos que dependen del carbono orgánico disuelto de origen terrestre (Perga *et al.* 2006). Además, el zooplancton puede utilizar fuentes de carbono autóctonas al consumir fitoplancton y bacterias u otros organismos que dependen de la productividad fitoplanctónica (Perga & Gerdeaux 2006). En el LPM el nanoflagelado mixotrófico *Chrysochromulina parva* y los ciliados mixotróficos *Ophrydium naumanni* y *Stentor araucanus*, aunque sean primariamente fotosintéticos, pueden alimentarse de bacterias (Queimaliños 2002; Modenutti *et al.* 2008). La transferencia de carbono orgánico alóctono a los rotíferos de F1 y F2, puede ocurrir tanto por ingestión directa de bacterias como a través del consumo de nanoflagelados bacterívoros (Queimaliños *et al.* 2002). A su vez, los componentes del zooplancton, *B. gracilipes*, *C. dubia* y *B. longirostris* consumen componentes de F1 y F2, los cuales constituirían el enlace entre la materia orgánica disuelta y los niveles tróficos superiores en el LPM (Queimaliños *et al.* 2012).

Otra causa que puede afectar los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en el zooplancton son los cambios en el contenido lipídico. Algunas especies que componen el zooplancton, tales como los copépodos, pueden acumular gran cantidad de lípidos durante el período de crecimiento para hacer frente a períodos menos productivos y a su vez, estos lípidos pueden tener valores diferentes de $\delta^{13}\text{C}$ que los adquiridos de la dieta en otro momento del año (Syvaranta & Rautio 2010). Incrementos en el contenido lipídico de un organismo pueden resultar en valores de $\delta^{13}\text{C}$ más bajos (porque los lípidos están empobrecidos en ^{13}C) aunque las fuentes de carbono o la dieta sean las mismas (Kling *et al.* 1992; Syvaranta & Rautio 2010). La relación C/N es una medida del contenido lipídico de un organismo, y por lo tanto, la variación temporal en la composición corporal (Matthews & Mazumder 2005)

La ausencia de algunos taxa en los muestreos durante ciertas estaciones posiblemente está causada por defectos en el diseño muestral y no reflejen el ciclo de vida. No se obtuvieron ejemplares de *Aegla* sp. en primavera en ambos brazos y en otoño e invierno en el MO, o de *S. spinifrons* en primavera en el ME y en invierno en el MO. Ambos decápodos son de crecimiento lento y presentan un ciclo de vida de al menos 3 años (Burns 1972; Rudolph *et al.* 2010), lo que implica que estas especies están presentes en el ambiente durante todo el año. Una situación similar se observó con las larvas de Odonata las cuales estuvieron ausentes en los muestreos de verano y otoño en el ME pero presentes en el MO. Las larvas de insectos pueden vivir desde varios meses a pocos años, dependiendo de la especie y de la temperatura del ambiente, entre otros factores (Brand & Miserendino 2012; Epele & Miserendino 2011; Epele *et al.* 2011) y por lo tanto es posible encontrarlas durante todo el año.

En el LPM algunos macroinvertebrados presentaron variaciones estacionales en sus valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$; sin embargo, no se observaron patrones similares entre el ME y el MO. Los estudios que utilizaron la técnica de los isótopos estables para establecer diferencias estacionales en macroinvertebrados obtuvieron resultados variables. Mientras que Bunn & Boon (1993), Cremona *et al.* (2010) y Woodland *et al.* (2012) reportaron variación estacional en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ en diferentes taxones de macroinvertebrados bentónicos, Stenroth *et al.* (2006) y Baeta *et al.* (2009) no observaron tal tipo de variación. En general, variaciones estacionales en las señales isotópicas son esperables en organismos de vida corta y tamaño pequeño los cuales

suelen presentar una tasa alta de recambio de tejidos. Por el contrario, los organismos de vida larga y mayor tamaño, presentan señales isotópicas representativas de un mayor periodo de tiempo (meses o un año) que pueden enmascarar variaciones cortas en el tiempo (Stenroth *et al.* 2006; Baeta *et al.* 2009; Nördstrom *et al.* 2009). En el LPM estas variaciones fueron independientes del tamaño corporal o de la duración del ciclo de vida. *D. chilensis*, una especie de larga vida cuyo tamaño puede llegar a 10 cm. de largo (Brugni & Viozzi 2006), no presentó variación estacional en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre verano y primavera en el MO. Sin embargo, en el MO tampoco se observaron diferencias estacionales en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en organismos de menor tamaño y con ciclos de vida más cortos, tales como el anfípodo *Hyaella* sp. y larvas de Plecoptera y de Trichoptera. Woodland *et al.* (2012) encontraron una relación inversa entre la variabilidad de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ y el tamaño corporal de los macroinvertebrados; sin embargo, también observaron variación estacional en las señales isotópicas en los macroinvertebrados de mayor tamaño.

En los taxa en los que se observaron diferencias estacionales en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ no se registró ninguna tendencia en cuanto a que los valores máximos o mínimos sean característicos de una estación determinada. Así, los valores máximos de $\delta^{15}\text{N}$ en Hirudinea se observaron en primavera en el ME y en verano en el MO; *Hyaella* sp. no presentó diferencias en sus valores de $\delta^{15}\text{N}$ entre el verano, el otoño y la primavera en el MO pero en el ME los valores de verano fueron los más altos; y en las larvas de Trichoptera en el ME los valores de $\delta^{15}\text{N}$ del invierno fueron mayores que los de la primavera pero similares en el MO. En el ME los mayores valores de $\delta^{13}\text{C}$ se observaron en *Aegla* sp. durante el otoño, y en el MO en *Chilina* sp. en el otoño y el verano, en *Hyaella* sp. en el verano y en larvas de Ephemeroptera en el invierno. Además, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ fueron más variables que los de $\delta^{15}\text{N}$ en ambos brazos, y algunos organismos que no presentaron diferencias estacionales en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ si los presentaron en los de $\delta^{13}\text{C}$ y viceversa. En el primer caso se puede citar a *Hyaella* sp. y a las larvas de Plecóptera del MO, y en el segundo a Hirudinea y *Chilina* sp. en el ME.

Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ de *Hyaella* sp. en el ME fueron similares entre las tres estaciones en que fueron muestreados (invierno, verano y primavera), pero una situación inversa se observó en los valores de $\delta^{13}\text{C}$, los cuales fueron mayores en el

verano, intermedios en la primavera y menores en el invierno. Algunas especies de *Hyaella* sp. son herbívoras y en ese caso su dieta se basa en algas del fitobentos (Poretti *et al.* 2003). En el ME *Hyaella* sp. estuvo enriquecida en ^{15}N y en ^{13}C de con respecto al perifiton, lo que indicaría que este es una probable fuente de alimento para ese anfípodo. Dado que hay un patrón similar en la variación estacional de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ tanto en *Hyaella* sp. como en el perifiton, los cambios temporales en las señales isotópicas del anfípodo podrían ser el reflejo de los cambios en su fuente de alimento.

Cremona *et al.* (2010) observaron un aumento de aproximadamente 3 ‰ en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ durante el verano con respecto a las demás estaciones del año y Bunn & Boon (1993) y Woodland *et al.* (2012) observaron un enriquecimiento en ^{13}C y un empobrecimiento en ^{15}N en el verano. Este último trabajo sugiere que el grupo funcional de los invertebrados (pastoreador, filtrador, detritívoro, etc.) puede determinar la variabilidad estacional en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$.

Los peces pelágicos/demersales fueron muestreados en dos estaciones, verano e invierno, según el régimen termal del LPM. No se observaron variaciones estacionales en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ en ninguna de las especies de peces muestreadas entre ambas estaciones, con la excepción de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de los juveniles de Trucha de Arroyo. Esta falta de estacionalidad en las señales isotópicas en los peces es esperable dado que el recambio de tejido muscular en la mayoría de los vertebrados es lento y cambios isotópicos pueden tardar hasta un año en manifestarse (Hesslein *et al.* 1993). Sin embargo, hay evidencia de cambios isotópicos en especies de peces de pequeño tamaño, vida corta y recambio de tejidos rápido, tales como *Rhinogobius* sp. y *Atherina boyeri* (Maruyama *et al.* 2001; Vizzini & Mazzola 2003). El Puyén Chico es el pez de menor tamaño de la comunidad del LPM (aproximadamente 80 mm de largo, McDowall *et al.* 2006); sin embargo, sus valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ no variaron estacionalmente. El plancton, principal alimento del Puyén Chico, (Modenutti *et al.* 1998; Reissig 2005), exhibió variaciones estacionales en las señales isotópicas del carbono y del nitrógeno, especialmente en el $\delta^{13}\text{C}$; sin embargo, estas diferencias entre las estaciones no parecen haberse transferido al consumidor. Sarà *et al.* (2002) observaron que la falta de variación temporal en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ en *Gobius niger*, un pez de pequeño tamaño, puede estar asociado al consumo de presas que presentan la misma

composición isotópica a lo largo del año, o a la integración de la composición isotópica de presas diferentes. Esta última causa pareciera ser la más plausible en el caso del Puyén Chico, ya que se observó que su alimento varía isotópicamente a lo largo del año.

Las presas principales de los salmónidos y de la Perca Criolla, crustáceos decápodos, Puyén Chico, peces juveniles, moluscos y larvas de insectos (Bubach 2010; Juncos *et al.* 2011), no presentaron en general variaciones estacionales en sus señales isotópicas, y esa podría ser la causa de la falta de variación estacional, además de la posibilidad de que el recambio del tejido muscular en estas especies sea lento, como fue mencionado anteriormente.

Las variaciones temporales en señales isotópicas de los organismos de una trama trófica pueden influir en la interpretación de los resultados. Generalmente, los cambios estacionales en los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ son más pronunciados en los productores primarios (macrófitas, fitoplancton y perifiton) debido, principalmente, a cambios estacionales en las fuentes de carbono y de nitrógeno inorgánico y a la composición de las especies en el caso del fitoplancton (Legget *et al.* 2000; Matthews & Mazumder 2005). En el LPM se observaron variaciones estacionales en las señales isotópicas del C y N en algunas macrófitas, en el plancton y en algunos grupos de macroinvertebrados, pero no en los peces, los cuales podrían no reflejar estos cambios debido a una tasa baja en el recambio del tejido muscular.

Al no contar con información sobre los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las fuentes de C y de N inorgánicos del LPM, no fue posible explicar el origen de las variaciones isotópicas en la base de la trama trófica. No obstante, los resultados obtenidos en todos los niveles de la trama trófica en ambos brazos del LPM, remarcan la importancia de tener en cuenta este tipo de variación y, por lo tanto, realizar muestreos de organismos estacionalmente. Esto es fundamental en el caso de especies que reflejan rápidamente los cambios en el sistema (e.g. plancton y macrófitas), de taxones que no están presentes en todas las estaciones (e.g. larvas de insectos) o cuya fuente de alimento varía temporalmente (e.g. Puyén Chico).

CAPÍTULO 5: TRANSFERENCIA DE MERCURIO EN LA TRAMA TRÓFICA DEL LAGO MORENO

5.1. INTRODUCCIÓN

5.1.1. Mercurio

El mercurio (Hg) es un elemento tóxico sin ninguna función metabólica conocida, puede estar presente en varios compuestos químicos en los ambientes acuáticos y su toxicidad depende de estas especies (Eisler 1987; Yang *et al.* 2008). El Hg es un elemento mutagénico, teratogénico y carcinogénico, y puede producir efectos citoquímicos, histopatológicos y embrionarios (Eisler 1987). La naturaleza y las reacciones de las especies químicas determinan la solubilidad, movilidad y toxicidad del Hg en los sistemas acuáticos, así como su potencial de metilación (Ullrich *et al.* 2001). Las principales especies de Hg en el ambiente son el Hg elemental (Hg^0), el Hg bivalente (Hg^{2+}), y formas orgánicas como el dimetilmercurio ($(\text{CH}_3)_2\text{Hg}$; DMeHg) y el metilmercurio (CH_3Hg^+ ; MeHg) (Ullrich *et al.* 2001; Yang *et al.* 2008). El Hg^0 se encuentra en el ambiente en forma líquida o gaseosa, y esta última es la que predomina en la atmósfera. Los compuestos de Hg^{2+} son más frecuentes en los cuerpos de agua que en la atmósfera y se los encuentra de forma gaseosa, disuelta o sólida (Swartzendruber & Jaffe 2012). El MeHg es una poderosa neurotoxina que afecta a los humanos a través del consumo de peces contaminados, se bioacumula mucho más eficientemente que el Hg^{2+} y se biomagnifica alcanzando concentraciones 10^6 veces más altas en los peces predadores tope en relación al agua y a su alimento (Fitzgerald *et al.* 1998; Ullrich *et al.* 2001; Chen *et al.* 2005).

5.1.1.1. Bioacumulación y biomagnificación del mercurio

La *bioacumulación* es la acumulación de un elemento en concentraciones que exceden las del medio circundante y ocurre cuando los organismos son expuestos a este elemento a través del agua (bioconcentración) o de la dieta (acumulación dietaria o transferencia trófica) (McIntyre & Beauchamp 2007; Kidd & Batchelar 2012). Para alcanzar concentraciones elevadas en peces, el Hg debe ser primero incorporado eficientemente y retenido por los organismos de la base de la trama trófica y transferido

a sus consumidores. El Hg^0 y el DMeHg no son bioacumulados por los microorganismos dado que no son reactivos y difunden fuera de las células del fito-, bacterio- o picoplancton apenas ingresan (Morel *et al.* 1998). El MeHg y el Hg^{2+} difunden a través de las membranas celulares con una tasa similar y ambos son reactivos con los componentes celulares y por lo tanto son retenidos eficientemente por los microorganismos, sin embargo, el Hg^{2+} se une a las membranas celulares mientras que el MeHg lo hace a la fracción soluble de las células. Cuando los microorganismos unicelulares son consumidos por sus predadores, el Hg^{2+} es excretado junto con la membrana y el MeHg es asimilado eficientemente junto con el citoplasma (Mason *et al.* 1996). Esto implica que el MeHg tiene una transferencia trófica más eficiente (cuatro veces mayor) que el Hg^{2+} .

Todas las especies de Hg pueden bioacumularse en la biota hasta cierto grado; sin embargo, el MeHg es un compuesto que se acumula en mayor medida (Porvari 2003). La diferencia en la bioacumulación del Hg^{2+} y del MeHg en la base de la trama trófica está dada por las concentraciones relativas de ambos, por la proporción en que cada uno de ellos se presenta en la forma lípido-permeable, y por la eficiencia de asimilación relativa de los organismos pastoreadores. La eficiencia en la transferencia del MeHg hacia los niveles tróficos superiores parece ser el resultado de su solubilidad lipídica, lo que permite que una parte sea retenida en los tejidos grasos de los animales (Morel *et al.* 1998). Alrededor del 15 % del MeHg bioacumulado en los peces ingresa a través de las branquias y el resto por la ingesta de presas que contienen MeHg (Hall *et al.* 1997). En los peces la pared del intestino presenta una alta especificidad hacia la adsorción del MeHg. Por el contrario, el pasaje del Hg^{2+} a través del epitelio intestinal hacia el torrente sanguíneo es limitado (Kidd & Batchelar 2012). Como resultado, la proporción promedio de MeHg en relación al mercurio total (THg) se incrementa, esquemáticamente, desde el 10 % en el agua, al 15 % en el fitoplancton, 30 % en zooplancton y 95 % en peces (Watras & Bloom 1992). La eficiencia de la transferencia de MeHg desde las algas hasta los predadores tope está determinada por la estructura de la trama trófica (Morel *et al.* 1998). Algunos de los factores que influyen en los contenidos de Hg de los peces son la longevidad, el tamaño corporal, los hábitos alimenticios y la posición trófica, así como características propias del ecosistema (área de la cuenca, tamaño del lago, etc.) (Kidd *et al.* 1995b, 2003; Al-Reasi *et al.* 2007).

La *biomagnificación* es el proceso por el cual las concentraciones de un contaminante se incrementan en los organismos al transferirse de un nivel trófico al siguiente (Kidd *et al.* 1995a). Dado que los consumidores están enriquecidos en ^{15}N en relación a su dieta (Peterson & Fry 1987) y el Hg se biomagnifica en las tramas tróficas registrándose las mayores concentraciones de Hg en los peces que ocupan los niveles tróficos superiores (Kidd *et al.* 1995b), se observó una correlación lineal entre los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y las concentraciones de este contaminante (Cabana & Rasmussen 1994). Las pendientes de las rectas de regresión entre el logaritmo de las concentraciones de Hg (LogHg) y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (coeficiente de biomagnificación) reflejan la tasa de biomagnificación en la trama trófica (Kidd *et al.* 1995b; Atwell *et al.* 1998). Por otro lado, la relación entre los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y los contenidos de Hg y otros compuestos contaminantes se utiliza para determinar las tasas de bioacumulación del compuesto en relación a la fuente de carbono del sistema (pelágica o litoral) (e.g. Campbell *et al.* 2000; Kidd *et al.* 2003; McIntyre & Beauchamp 2007). La acumulación de Hg en los organismos depende de una gran variedad de factores ambientales tales como la temperatura, el oxígeno disuelto, el carbono orgánico disuelto y el pH (Bodaly *et al.* 1993; Watras *et al.* 1998; Power *et al.* 2002). Las diferencias de estos factores dificulta la comparación de distintos sistemas lacustres (Watras *et al.* 1998). Sin embargo, el coeficiente de biomagnificación calculado a partir de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ facilita la comparación directa entre sistemas (Power *et al.* 2002).

Por lo tanto, el objetivo de los estudios de transferencia de elementos contaminantes como el Hg en los sistemas acuáticos es el de comprender los mecanismos de la biomagnificación de esos elementos, para poder predecir la dinámica de su acumulación en la trama trófica (McIntyre & Beauchamp 2007).

5.1.1.2. *Ciclo del mercurio*

Hay dos ciclos que involucran el transporte y la distribución del Hg en el ambiente. Uno es de alcance global y abarca la circulación atmosférica de Hg gaseoso desde las fuentes terrestres hasta los océanos y el otro es de alcance local y depende de la metilación de Hg inorgánico originado principalmente de fuentes antropogénicas (Boening 2000).

5.1.1.2.1. Ciclo global del mercurio

El ciclo global del mercurio está esquematizado en la Figura 5.1. Comparados con el aire, los sistemas acuáticos suelen estar supersaturados en Hg^0 (aq) y por lo tanto la volatilización resulta en un flujo de Hg^0 desde agua hacia la atmósfera (Fitzgerald *et al.* 1994). En la atmósfera, donde aproximadamente el 95 % del Hg total esta en la forma elemental (Hg^0), el Hg^0 es lentamente oxidado a Hg^{2+} . La mayor parte de esta oxidación ocurre en la interface sólido-líquido de las gotitas de agua de las nubes y la niebla, y el ozono es probablemente el principal oxidante de este proceso (Munthe & McElroy 1992). El Hg regresa a la superficie de la Tierra a través de la precipitación húmeda de Hg^{2+} disuelto (Morel *et al.* 1998). Debido a que la velocidad a la cual el Hg^0 se re-oxida al estado Hg^{2+} es relativamente lenta, el tiempo de residencia en la atmósfera es de aproximadamente un año (Fitzgerald & Mason 1997). Este tiempo es suficiente para que el Hg atmosférico se distribuya por todo el planeta antes de regresar a la tierra, los lagos, el mar y el hielo. Como resultado, pese a que las principales emisiones de Hg están concentradas en regiones industriales, la contaminación por mercurio es global, afectando las áreas más remotas del planeta (Morel *et al.* 1998). Se han registrado aportes significativos de Hg antropogénico por transporte atmosférico en registros históricos de sedimentos lacustres de áreas remotas a los centros industriales tales como el norte de Canadá y Escandinavia (Fitzgerald *et al.* 1998).

Una vez oxidado, el 60 % del Hg atmosférico se deposita en la tierra y el 40 % en el agua. En las aguas oceánicas, luego de experimentar una serie compleja de transformaciones biológicas y químicas, la mayor parte del Hg^{2+} es reducido a Hg^0 , el que regresa a la atmósfera, y solo una pequeña fracción se asocia a los sedimentos (Mason *et al.* 1994). En los lagos, la circulación de Hg se produce a través de procesos de sedimentación y evaporación. En la tierra ocurren procesos similares que resultan en un retorno menor de Hg reducido a la atmósfera y una gran parte queda asociada a los suelos (Morel *et al.* 1998).

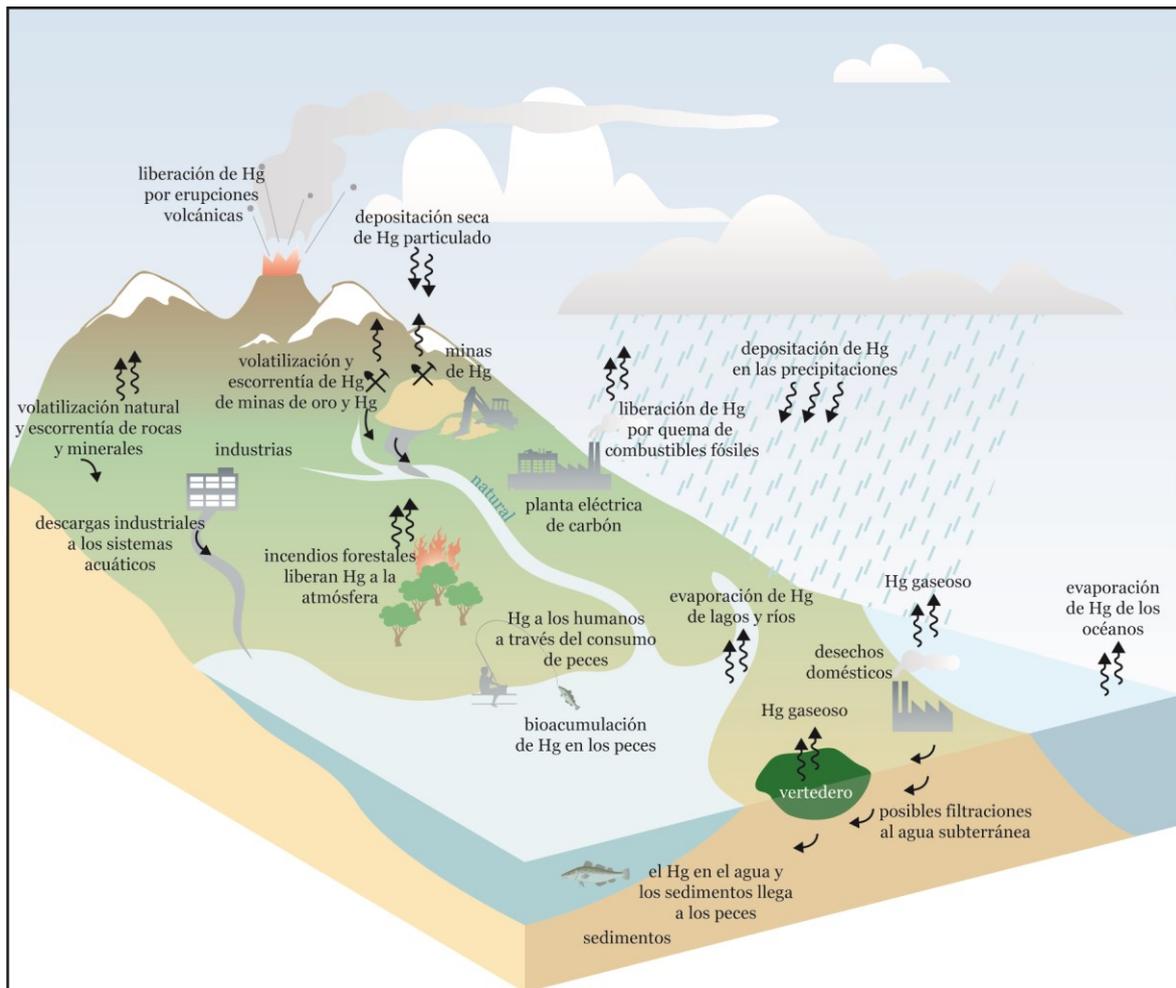


Figura 5.1: Ciclo global del mercurio. Modificado de Rekacewicz (2005).

El Hg antropogénico es liberado a la atmósfera a partir de varias fuentes antropogénicas tales como la quema de combustibles fósiles (carbón y petróleo), la manufactura de metales ferrosos y no ferrosos, la minería del oro, la producción de productos químicos, la fundición de minerales, la incineración de residuos urbanos e industriales y las plantas cementeras. El Hg liberado a la atmósfera a través de procesos naturales se origina a partir de la actividad volcánica y geotermal, liberación de los cuerpos de agua, emisiones de la superficie del suelo y de la vegetación, procesos de erosión de la corteza terrestre e incendios forestales (Pirrone *et al.* 2009) (Figura 5.1 y Figura 5.2).

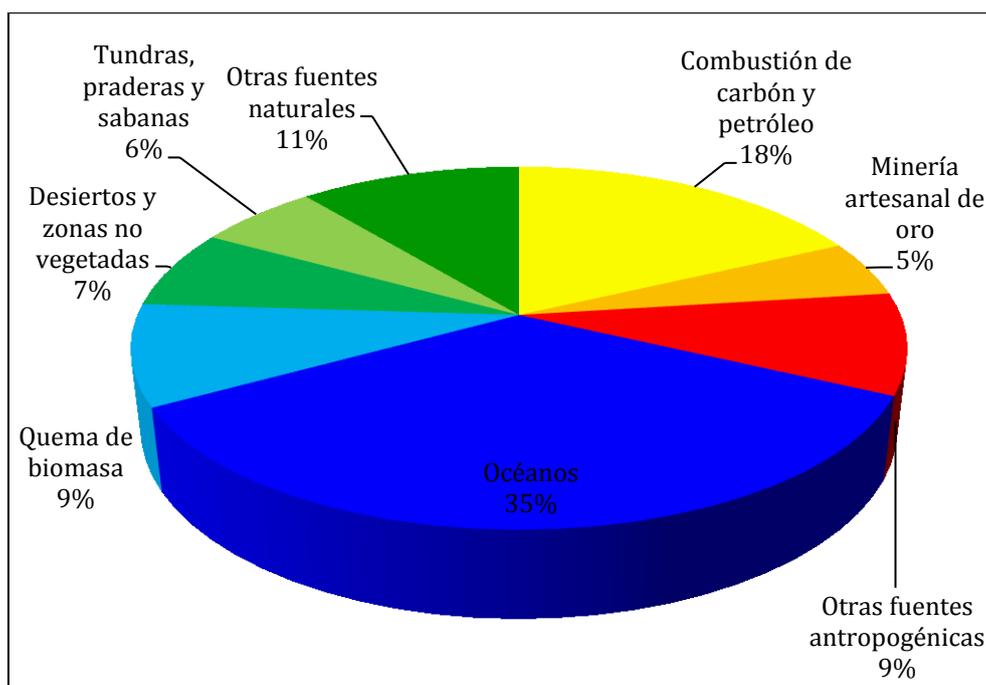


Figura 5.2: Emisiones globales de mercurio de fuentes naturales y antropogénicas. Modificado de Lubick (2009).

5.1.1.2.2. Ciclo del mercurio en los sistemas acuáticos

En áreas alejadas de fuentes antropogénicas, el Hg atmosférico (Hg^0) es transportado largas distancias en forma gaseosa desde las fuentes de emisión, se oxida en la atmósfera a Hg^{2+} y se deposita en los sistemas acuáticos con las precipitaciones y por depositación directa (precipitación seca) (Engstrom 2007; Figura 5.3). El Hg^{2+} también llega a los cuerpos de agua través de la escorrentía desde las cuencas. El Hg^{2+} puede reducirse a Hg^0 y volatilizarse a la atmósfera (Selin 2009).

Una pequeña proporción del Hg^{2+} es metilado y convertido en MeHg. La metilación es un proceso biológico facilitado por cepas de bacterias sulfato- y ferro-reductoras y puede ocurrir en los sedimentos (Gilmour *et al.* 1992). El MeHg se biomagnifica en la trama trófica cuando los consumidores se alimentan de presas que contienen MeHg alcanzando concentraciones 10^6 veces mayores que el agua en los peces piscívoros (Engstrom 2007).

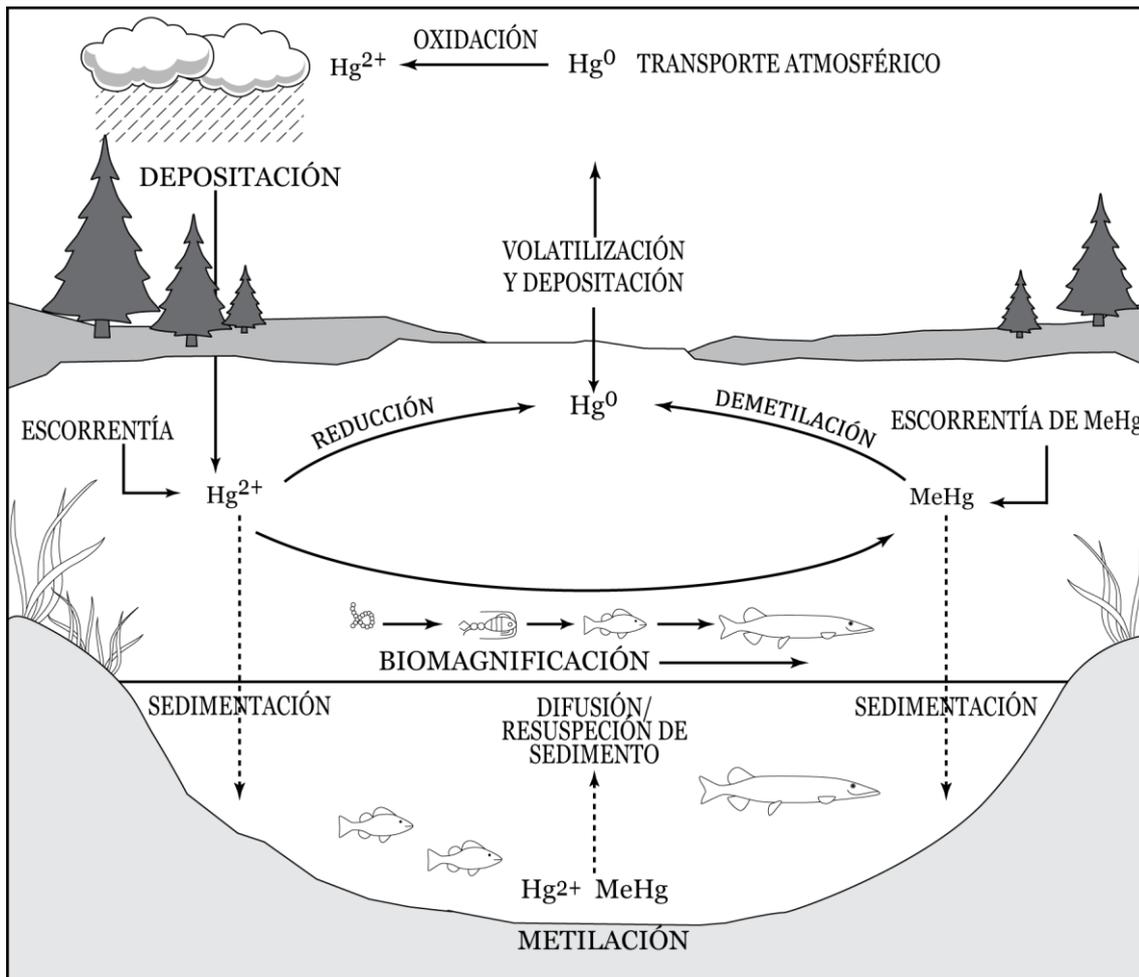


Figura 5.3: Ciclo del mercurio en los sistemas acuáticos. Modificado de Porvari (2003).

5.1.2. Selenio

En contraste con el Hg, el selenio (Se) es un elemento esencial pero que también puede ser tóxico dependiendo de la dosis ingerida (Yang *et al.* 2008). Es un componente clave para una gran variedad de selenoproteínas presentes en todos los organismos vivos, excepto plantas superiores y levaduras. Estas selenoproteínas catalizan reacciones de óxido-reducción, regulan la actividad de la hormona tiroidea, median en la síntesis de selenocisteína y están involucradas en el transporte de Se. El Se además es utilizado por la tiorredoxina reductasa, la cual está involucrada en la síntesis de ADN, en la defensa contra el estrés oxidativo y en la reparación de proteínas (Janz *et al.* 2010). En los seres humanos, dietas conteniendo menos de $0,1 \mu\text{g g}^{-1}$ peso seco (PS) de Se provocan deficiencia de este elemento. Por el contrario, dietas con concentraciones de alrededor de $1,0 \mu\text{g g}^{-1}$ PS resultan en baja toxicidad, y contenidos mayores a $5,0 \mu\text{g g}^{-1}$ PS pueden causar efectos tóxicos severos (Yang *et al.* 2008). En los peces, el Se es tóxico en

concentraciones dietarias entre 7 y 30 veces mayores a las consideradas esenciales para su nutrición (Hilton *et al.* 1980). Por lo tanto, uno de los peligros toxicológicos del Se es el margen estrecho que presenta entre la esencialidad y la toxicidad (Janz *et al.* 2010).

El Se puede incorporarse a los ecosistemas tanto a través de procesos naturales como de actividades antropogénicas. Los procesos naturales incluyen la erosión de rocas y suelos, la actividad volcánica, los incendios forestales y la volatilización desde los cuerpos de agua y las plantas (Nriagu 1989). Las fuentes de contaminación antropogénica de Se abarcan la extracción de carbón y uranio, la minería de metales preciosos, la combustión de carbón en plantas generadoras de electricidad, fundición de minerales y las actividades agrícolas (Maher *et al.* 2010). El Se está presente en el ambiente en una gran variedad de formas, las cuales se agrupan en cuatro grandes categorías: Se inorgánico, Se gaseoso y metilado, Se presente en proteínas y aminoácidos y Se presente en intermediarios bioquímicos (Maher *et al.* 2010).

El Se inorgánico (selenato y selenito) es convertido por las algas en seleniocisteína o seleniometionina, siendo esta última la forma que predomina (> 80 %) en todos los niveles de la trama trófica (Maher *et al.* 2010; Janz 2012). Los peces asimilan el Se eficientemente a través de la dieta (Baines *et al.* 2002) y cuando las tasas de eliminación son lentas, se puede biomagnificar en la trama trófica (Janz 2012).

5.1.3. Interacción Entre el Mercurio y el Selenio

Varios estudios han demostrado que en los organismos el Se ejerce una acción protectora contra la toxicidad del Hg inorgánico y del MeHg (Khan & Wang 2009). Este fenómeno se observó en organismos acuáticos tales como zooplancton, larvas de insectos, anfípodos, peces (Belzile *et al.* 2006, 2009; Peterson *et al.* 2009; Bjerregaard *et al.* 2011; Sørmo *et al.* 2011) y en aves y mamíferos (Dehn *et al.* 2006; Ralston *et al.* 2007; Yang *et al.* 2008).

La toxicidad de los compuestos de Hg está generalmente asociada con la alta afinidad del Hg por el azufre, lo que causa un enlace eficiente a los residuos de cisteína de las proteínas y enzimas, perturbando sus funciones (Sørmo *et al.* 2011). El Hg también impacta en las funciones bioquímicas del Se, reduciendo su biodisponibilidad a través de la formación de compuestos insolubles de seleniuro de Hg (complejos Se-Hg),

lo que afecta la actividad de las enzimas que dependen del Se, por ejemplo las selenio-enzimas (e.g. glutatión peroxidasa y tiorredoxina reductasa) (Ralston *et al.* 2007; Khan & Wang 2009). Al mismo tiempo, el Se retiene al Hg en compuestos estables disminuyendo así su disponibilidad biológica, y por lo tanto su toxicidad (Sørmo *et al.* 2011). Se observó que la toxicidad del Hg depende del contenido de Se en los organismos, y la disponibilidad del Se para unirse al Hg está indicada por la relación molar en los tejidos entre el Se y el Hg (Se/Hg molar). Relaciones Se/Hg molar mayores a 1,0 evidencian exceso de Se y por lo tanto potencial protección del Se a la toxicidad del Hg, aunque el Se puede estar combinado con otros elementos en diversos compuestos también estables; relaciones menores a 1,0 indican protección limitada del Se (Khan & Wang 2009; Peterson *et al.* 2009; Sørmo *et al.* 2011). Esto implica que cuanto más elevada es la relación Se/Hg molar, mayor es la probabilidad de que las funciones dependientes del Se no sean alteradas por el Hg (Mulder *et al.* 2012).

Bjerregaard *et al.* (1999) observaron una disminución en la concentración de MeHg en hígado, riñón y músculo en ejemplares de Trucha Arco Iris (*Oncorhynchus mykiss*) alimentadas con una dieta rica en Se. Por lo tanto, el estudio conjunto de la transferencia de Se y Hg en las tramas tróficas acuáticas es esencial para comprobar el impacto potencial del Hg en el ecosistema y la dinámica del Hg en un sistema en particular.

5.1.4. Antecedentes de Contenidos de Mercurio en Organismos en Lagos del Parque Nacional Nahuel Huapi

En la última década se han analizado los contenidos de Hg en diversos organismos de varios lagos localizados en el Parque Nacional Nahuel Huapi (PNNH). De esta manera se han detectado concentraciones elevadas de Hg en músculo de la almeja nativa *Diplodon chilensis* de los lagos Nahuel Huapi y Perito Moreno en relación a otros lagos del PNNH y a sistemas contaminados reportados en la literatura (Ribeiro Guevara *et al.* 2004). Se registraron concentraciones elevadas de Hg en músculo e hígado de peces nativos e introducidos de los lagos Nahuel Huapi, Perito Moreno, Trafal, Espejo Chico y Guillermo, siendo algunas de estas concentraciones superiores al límite para el consumo humano establecido por la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos (USEPA) (Arribére *et al.* 2008). Además, los contenidos de Hg y otros elementos, entre ellos el Se,

fueron analizados en macroinvertebrados bentónicos y plancton del Lago Perito Moreno (LPM) (Arribére *et al.* 2010a, b; Rizzo *et al.* 2011).

El PNNH carece de fuentes de Hg antropogénicas tales como industrias o explotación minera extensiva; sin embargo, no hay que descartar el aporte de Hg atmosférico originado en contaminación global. Ribeiro Guevara *et al.* (2010) encontraron un incremento en las concentraciones de Hg en un testigo sedimentario extraído del LPM asociado a niveles de cenizas volcánicas. Estas observaciones sugieren una relación entre eventos volcánicos ocurridos en la zona y los contenidos elevados de Hg en los sedimentos. Los registros sedimentarios indicaron, además, que otra fuente de Hg en el PNNH podría provenir de los incendios forestales extendidos que ocurrieron en la región en el comienzo del último milenio (Ribeiro Guevara *et al.* 2010).

A pesar de contar con información valiosa sobre los contenidos de Hg en varias comunidades que componen la trama trófica de los lagos del PNNH, y especialmente del LPM, el conocimiento sobre la circulación de este elemento en las tramas tróficas es limitado. Por lo tanto, en este capítulo se analizará la transferencia de mercurio en la trama trófica del LPM utilizando la información derivada de la correlación de las determinaciones de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ con las concentraciones de THg y el posible efecto antagonista del Se en el impacto del Hg.

5.2. MATERIALES Y MÉTODOS

El diseño muestral, los sitios de muestreo y los métodos de recolección de las muestras fueron detallados en el Capítulo 2, en las secciones 2.2.1. – 2.2.4.

5.2.1. Preparación de las Muestras

Alícuotas de entre 1 y 200 mg. de las mismas muestras liofilizadas y homogeneizadas colectadas en el LPM y que fueron utilizadas para el análisis de isótopos estables fueron embotelladas en ampollas de cuarzo SUPRASIL AN® (Figura 5.4) bajo campana de flujo laminar para evitar que se contaminen con partículas ajenas a la muestra.



Figura 5.4: Detalle de las ampollas de cuarzo selladas con las muestras.

5.2.2. Análisis de las Concentraciones de Mercurio y Selenio

Las concentraciones de mercurio total [THg] y de selenio [Se] de todas las muestras colectadas en el LPM se determinaron mediante Análisis por Activación Neutrónica Instrumental (AANI). Las ampollas selladas se irradiaron en el reactor nuclear de investigación RA-6 del Centro Atómico Bariloche (Figura 5.5). Las muestras fueron irradiadas de 10 a 24 horas en un flujo térmico (ϕ_{th}) de aproximadamente $2 \times 10^{13} \text{ n cm}^{-2} \text{ s}^{-1}$ y epitérmico (ϕ_{epi}) de alrededor de $8 \times 10^{11} \text{ n cm}^{-2} \text{ s}^{-1}$. Se relevaron 2 ó 3 espectros gamma de cada muestra irradiada, con diferentes tiempos de decaimiento, utilizando detectores de germanio hiperpuro (HPGe) coaxiales de 10 % y 30 % de eficiencia relativa acoplados a analizadores multicanal de 4096 canales (Arribére *et al.* 2010a; Rizzo *et al.* 2011) (Figura 5.6). Los espectros fueron procesados con la rutina GAMANAL incluida en el programa GANAAS desarrollado por la Organización Internacional de Energía Atómica (OIEA). Las concentraciones elementales fueron determinadas utilizando el método paramétrico absoluto con constantes nucleares usuales (Mughabghab *et al.* 1981; Firestone & Shirley 1996; Tuli 2005) y midiendo el flujo neutrónico con monitores metálicos de Co y Au-Al (0,112 %) de alta pureza. Para determinar las [THg] se estudian las reacciones nucleares $^{196}\text{Hg}(n,\gamma)^{197}\text{Hg}$ y $^{202}\text{Hg}(n,\gamma)^{203}\text{Hg}$, mientras que para determinar las [Se] se estudia la reacción $^{74}\text{Se}(n,\gamma)^{75}\text{Se}$ (Arribére *et al.* 2008).

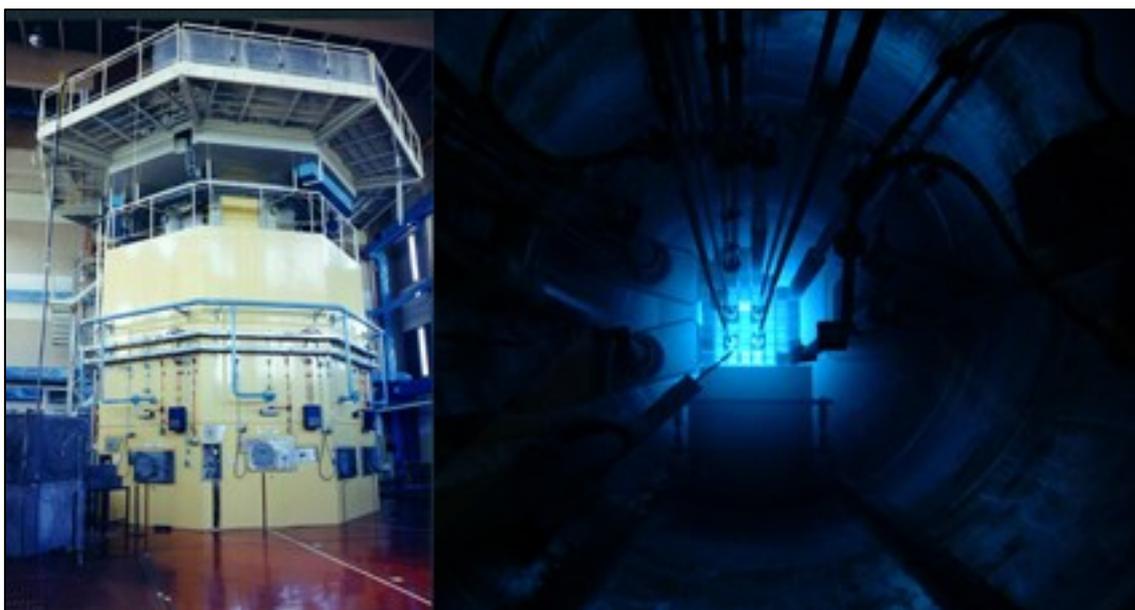


Figura 5.5: Hall del Reactor RA-6 (izquierda) e interior del Reactor RA-6 (derecha).

Los errores analíticos fueron calculados como la propagación de las incertezas asociadas con los parámetros nucleares, la eficiencia del sistema de detección de rayos gamma, la determinación del flujo neutrónico, y el área de las emisiones específicas consideradas, además de la masa de la muestra, sólo relevante en el caso de masas pequeñas (Rizzo *et al.* 2011). El límite de detección del mercurio en las determinaciones de AANI, así como el límite de cuantificación, depende fuertemente de las condiciones analíticas de la muestra analizada, particularmente del fondo espectral generado por los otros elementos contenidos en la muestra. En la mayoría de los casos, ambos límites estuvieron muy por debajo de nuestras mediciones, por lo tanto los límites de detección fueron informados en pocos casos. En estos casos, los valores por debajo del límite de detección no fueron utilizados para calcular promedios, desvíos estándar o en los análisis estadísticos. Se implementaron correcciones por interferencias espectrales, en particular la de ^{75}Se en ^{203}Hg . Se evaluó la implementación de correcciones por interferencias debido a impurezas en las ampollas, siendo todas no significativas.

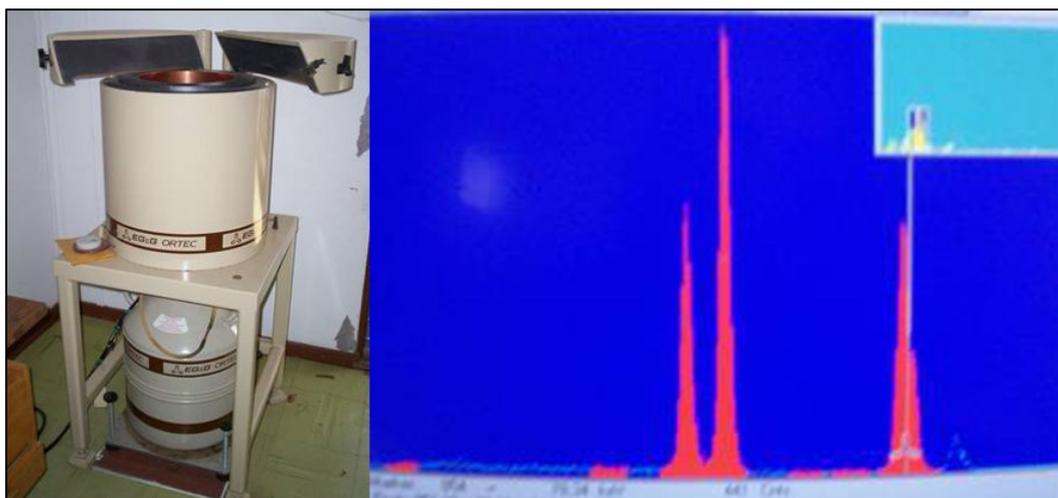


Figura 5.6: Detector HPGe (izquierda) y espectro (derecha).

Se analizaron materiales de Referencia Certificados (MRC), además de muestras duplicadas, junto a las muestras estudiadas, como control de calidad analítica. Los MRC analizados fueron NRCC TORT-2 (hepatopáncreas de langosta), NRCC DORM-2 (músculo de cazón), NRCC DOLT-2 (hígado de cazón), OIEA 336 (líquen), OIEA 0390 (algas con niveles ambientales), OIEA 0391 (algas con niveles bajos) y OIEA 0392 (algas con niveles altos) (Arribére *et al.* 2006; Rizzo *et al.* 2011). Los resultados de los análisis mostraron buena concordancia con los valores certificados; también se obtuvo buen acuerdo entre las réplicas (Tabla 5.1). El “National Research Council Canada (NRCC)”, proveedor de los MRC NRCC-DORM-2 y NRCC-TORT-2, testeó la homogeneidad de los materiales, además de la estabilidad en un lote previo por 8 y 17 años respectivamente, con resultados satisfactorios. La OIEA, proveedora de los MRC OIEA 336, OIEA 0390, OIEA 0391 y OIEA 0392, testearon la homogeneidad de los materiales pero no proporcionaron información sobre la estabilidad de los patrones (Rizzo *et al.* 2011). Las [THg] y [Se] están expresadas en $\mu\text{g g}^{-1}$ de peso seco (PS).

MATERIALES DE REFERENCIA CERTIFICADOS	[Hg] ($\mu\text{g g}^{-1}$ PS)		[Se] ($\mu\text{g g}^{-1}$ PS)	
	CONCENTRACIÓN MEDIDA	CONCENTRACIÓN CERTIFICADA	CONCENTRACIÓN MEDIDA	CONCENTRACIÓN CERTIFICADA
NRCC TORT-2	$0,249 \pm 0,058$	$0,27 \pm 0,06$	$6,54 \pm 0,48$	$5,63 \pm 0,67$
	$0,271 \pm 0,047$		$5,67 \pm 0,46$	
	$0,257 \pm 0,053$		$6,35 \pm 0,48$	
NRCC DORM-2	$4,80 \pm 0,60$	$4,64 \pm 0,26$	$1,66 \pm 0,21$	$1,40 \pm 0,09$
	$4,93 \pm 0,66$		$1,53 \pm 0,16$	
	$5,24 \pm 0,71$		$1,51 \pm 0,16$	
	$4,33 \pm 0,53$		$1,46 \pm 0,13$	
	$4,61 \pm 0,63$		$1,40 \pm 0,14$	
	$4,81 \pm 0,65$		$1,44 \pm 0,14$	
NRCC DOLT-2	$2,16 \pm 0,38$	$2,14 \pm 0,28$	$6,22 \pm 0,54$	$6,06 \pm 0,49$

Tabla 5.1: Control de calidad analítica; análisis de la concentración de mercurio total [THg] y de selenio [Se] en Materiales de Referencia Certificados.

Para obtener los valores de Se/Hg molar se calcularon los valores de [Se] y de [THg] molar dividiendo [Se] y [THg] expresados en masa por sus masas atómicas (78,96 u. y 200,59 u., respectivamente). Las concentraciones de THg y Se fueron transformadas al Logaritmo en base 10, $\text{Log}[\text{THg}]$ y $\text{Log}[\text{Se}]$, respectivamente, para realizar las correlaciones con los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$.

5.2.3. Análisis Estadísticos

Los análisis estadísticos se realizaron utilizando los programas estadísticos XLSTAT v7.5 para Microsoft Office 2010 y StatSoft Statistica v8.0. Las pruebas estadísticas realizadas fueron las siguientes:

- Análisis de la variancia (ANOVA) seguida de una prueba de Tukey HSD (nivel de significación $\alpha = 0,05$):
 - ✓ Para evaluar las diferencias en las [THg] y [Se] entre las fracciones de plancton en ambos brazos del LPM (Tabla Anexo III.24).
 - ✓ Para estimar las diferencias estacionales en las [THg] en las fracciones de plancton en el LPM (Tabla Anexo III.25).
 - ✓ Para evaluar las diferencias en las [THg] y [Se] entre los sitios de muestreo de plancton en el brazo Moreno Oeste (MO) (Tabla Anexo III.26)

-
- ✓ Para evaluar las diferencias en las [THg] y [Se] entre las especies de peces en ambos brazos del LPM (Tabla Anexo III.27).
 - ✓ Para estimar las diferencias en las [THg] y [Se] en las comunidades de organismos en ambos brazos del LPM (Tabla Anexo III.28).
 - Test-*t* de diferencia de medias (nivel de significación $\alpha = 0,05$):
 - ✓ Para evaluar las diferencias en las [THg] en el perifiton, *Myriophyllum quitense*, hojas de los árboles e *Hydrocotyle chamaemorus* entre los brazos Moreno Este (ME) y MO (Tabla Anexo III.29).
 - ✓ Para estimar las diferencias en las [THg] y de [Se] en las fracciones de plancton entre el ME y el MO (Tabla Anexo III.30).
 - ✓ Para evaluar las diferencias en las [THg] y de [Se] en la Trucha Arco Iris (*Oncorhynchus mykiss*), la Trucha de Arroyo (*Salvelinus fontinalis*), el Puyén Chico (*Galaxias maculatus*) y la Perca Criolla (*Percichthys trucha*) entre el ME y el MO (Tabla Anexo III.31).
 - ✓ Para estimar las diferencias en las [THg] y de [Se] en las comunidades de organismos entre el ME y el MO (Tabla Anexo III.32).
 - Coeficiente de correlación de Pearson (*r*) para evaluar la relación lineal entre (nivel de significación $\alpha = 0,05$):
 - ✓ El Log[THg], Log[Se] y los valores de Se/Hg molar y de $\delta^{13}\text{C}$ en el perifiton, macrófitas, hojas de los árboles y detritos en el LPM (Tabla Anexo III.33).
 - ✓ El Log[THg], Log[Se] y los valores de Se/Hg molar y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ en el plancton del ME y del MO (Tabla Anexo III.34).
 - ✓ El Log[THg], Log[Se] y los valores de Se/Hg molar y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ en los macroinvertebrados del ME y del MO (Tabla Anexo III.35).
 - ✓ El Log[THg], Log[Se] y los valores de Se/Hg molar y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ en las especies de peces del ME y del MO (Tabla Anexo III.36).
 - ✓ El Log[THg], Log[Se] y los valores $\delta^{15}\text{N}$ en la Trucha Arco Iris, Trucha de Arroyo, y Perca Criolla y sus presas en el ME y MO (Tabla Anexo III.37).
 - ✓ Log[THg], Log[Se] y los valores de Se/Hg molar y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ en la trama trófica del ME y del MO (Tabla Anexo III.38).
-

- Análisis de la Covarianza (ANCOVA) para estimar las diferencias entre (nivel de significación $\alpha = 0,05$):
- ✓ Las pendientes de las rectas de regresión entre los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y Log[THg], entre Log[Se] y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ del plancton entre el ME y el MO.
 - ✓ Las pendientes de las rectas de regresión entre los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y Log[THg] en la trama trófica entre el ME y el MO.

5.3. RESULTADOS

5.3.1. Mercurio y Selenio en Productores Primarios

Las [THg] variaron ampliamente en ambos brazos del LPM (Tabla 5.2). En el ME el rango fue desde 0,022 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en hojas de árboles y 0,050 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en *H. chamaemorus* hasta 2,43 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en *Galium* sp. y 5,83 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en el perifiton. En el MO variaron desde 0,097 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en *M. quitense* y $< 0,1$ $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en *Ranunculus* sp., hasta 4,78 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en el perifiton y 5,39 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en *M. quitense*. Además, la [THg] fue variable en algunas especies de macrófitas y en el perifiton. En el perifiton la [THg] varió en un orden de magnitud en los dos brazos, entre $< 0,300$ $\mu\text{g g}^{-1}$ PS y 5,83 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en el ME y entre 0,138 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS y 4,78 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en el MO. Una situación similar fue observada para *H. chamaemorus* (entre 0,111 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS y 7,49 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS) y *M. quitense* (entre 0,097 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS y 5,39 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS), ambos en el MO, y *Galium* sp. (entre 0,133 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS y 4,72 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS) en el ME (Figura 5.7, Tabla 5.2).

ORGANISMOS	BRAZO	n	[THg] ($\mu\text{g g}^{-1}$ PS)	[Se] ($\mu\text{g g}^{-1}$ PS)	Se/Hg molar
			RANGO (MEDIA \pm DS)	RANGO (MEDIA \pm DS)	RANGO (MEDIA \pm DS)
Perifiton	ME	5	$< 0,3 - 5,83$ (2,68 \pm 2,77)	$< 0,1 - 0,858$ (0,611 \pm 0,238)	0,374 - 1,48 (0,941 \pm 0,552)
	MO	3	0,138 - 4,78 (2,76 \pm 2,38)	$< 0,2 - < 1$ 0,481	0,255
<i>Nitella</i> sp.	MO	4	0,768 - 1,95 (1,37 \pm 0,53)	0,173 - 0,299 (0,241 \pm 0,067)	0,300 - 0,987 (0,517 \pm 0,316)
<i>Schoenoplectus Californicus</i> (Junco)	MO	1	0,147	0,161	2,77
<i>Ranunculus</i> sp.	MO	1	$< 0,1$	0,326	-
<i>Myriophyllum quitense</i> (Cola de zorro)	ME	3	0,082 - 0,672 (0,328 \pm 0,307)	0,180 - 0,309 (0,245 \pm 0,091)	1,17 - 5,61 (3,39 \pm 3,14)
	MO	9	0,097 - 5,39 (0,923 \pm 1,70)	0,058 - 0,189 (0,122 \pm 0,043)	0,039 - 3,52 (1,35 \pm 1,22)

Hojas de los árboles	ME	5	0,022 - 0,098 (0,051 ± 0,028)	0,026 - < 0,1 (0,043 ± 0,017)	1,04 - 3,95 (2,50 ± 1,27)
	MO	4	0,102 - 0,568 (0,244 ± 0,219)	0,047 - 0,101 (0,079 ± 0,023)	0,451 - 1,97 (1,16 ± 0,63)
Detritos	MO	5	0,195 - 1,65 (0,734 ± 0,598)	0,117 - 0,175 (0,144 ± 0,022)	0,179 - 2,27 (1,00 ± 0,91)
<i>Galium</i> sp.	ME	2	0,133 - 4,72 (2,43 ± 3,24)	0,160 - < 0,4 0,160	0,086 - 7,65 (3,87 ± 5,35)
	MO	1	0,335	< 0,06	-
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	ME	6	< 0,05 - 0,750 (0,380 ± 0,298)	< 0,02 - < 0,2 (0,093 ± 0,061)	0,296 - 1,45 (0,695 ± 0,650)
	MO	6	0,111 - 7,49 (2,57 ± 3,18)	< 0,07 - < 0,4 (0,198 ± 0,139)	0,075 - 1,78 (0,810 ± 0,842)

Tabla 5.2: Número de muestras (n), rangos, medias y desvíos estándar (DS) de las concentraciones de mercurio total [THg] y de selenio [Se] y de los valores de Se/Hg molar, en las macrófitas, perifiton, hojas de los árboles y detritos del Moreno Este-(ME) y Moreno Oeste-(MO). (PS)- peso seco. (<)-indica que las concentraciones están por debajo del límite de detección.

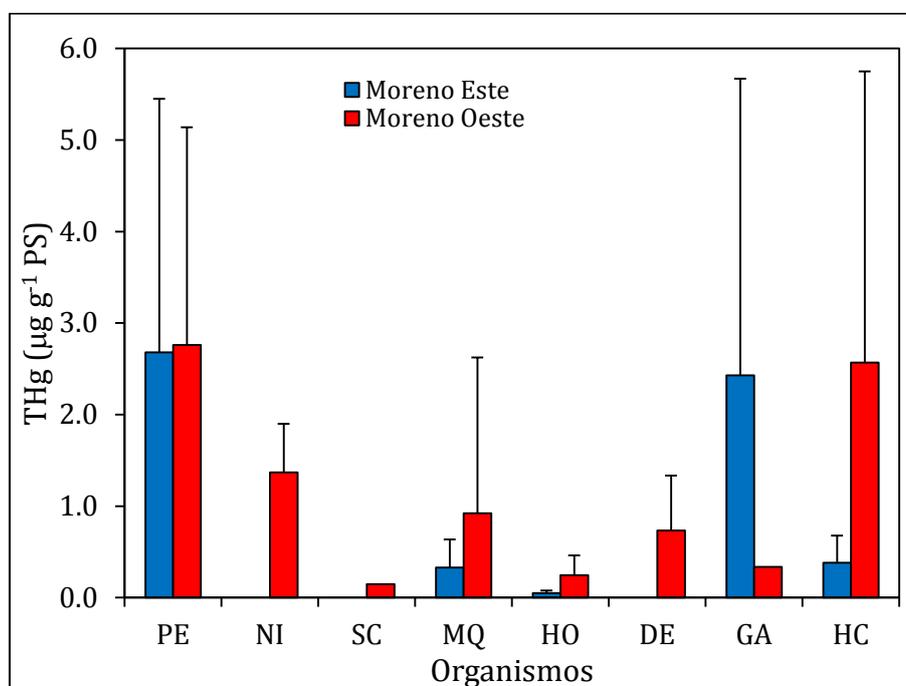


Figura 5.7: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) para las concentraciones de mercurio total (THg) obtenidas en PE-Perifiton, NI-*Nitella* sp., SC-*Schoenoplectus californicus*, MQ-*Myriophyllum quitense*, HO-Hojas de árboles, DE-Detritos, GA-*Galium* sp., y HC-*Hydrocotyle chamaemorus*, en el Moreno Este y en el Moreno Oeste. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.2. La correspondencia entre color y brazo está indicada en la figura.

No se observaron diferencias en las [THg] entre el MO y el ME en los taxones presentes en ambos brazos (perifiton, *M. quitense*, hojas de los árboles, *Galium* sp. y *H. chamaemorus*) (Test- $t p > 0,05$, Figura 5.7). En los casos que se colectaron muestras en más de una estación del año, al agrupar los datos de ambos brazos se observó que las mayores [THg] se observaron en las muestras de primavera con respecto a las demás estaciones (Figura 5.8).

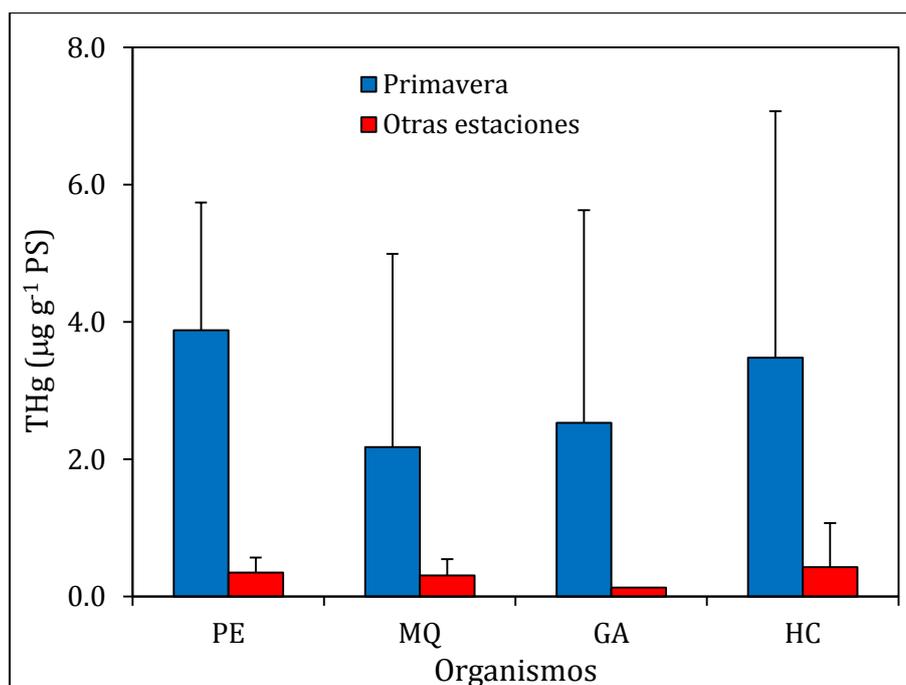


Figura 5.8: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) para las concentraciones de mercurio total (THg) obtenidas en PE-Perifiton, MQ-*Myriophyllum quitense*, GA-*Galium* sp., HC-*Hydrocotyle chamaemorus*, en la primavera y en el resto de las estaciones. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.2. La correspondencia entre color y brazo está indicada en la figura.

Las [Se] fueron menos variables en esta comunidad que las [THg]. Los menores contenidos se registraron en hojas de árboles del MO ($(0,079 \pm 0,023) \mu\text{g g}^{-1} \text{PS}$) y los mayores en el perifiton del MO ($(0,560 \pm 0,406) \mu\text{g g}^{-1} \text{PS}$) (Tabla 5.2). A excepción de *Nitella* sp., el perifiton y *H. chamaemorus*, las medias de los valores de Se/Hg molar fueron mayores a 1,0 en todos los casos. Al igual que las [THg], los valores de Se/Hg molar variaron en dos órdenes de magnitud en *Galium* sp. en el ME y *M. quitense* en el MO (de 0,086 a 7,65 y de 0,039 a 3,52, respectivamente) (Tabla 5.2).

No se observó correlación entre los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y $\text{Log}[\text{THg}]$, $\text{Log}[\text{Se}]$ y Se/Hg molar (r de Pearson $p > 0,05$; Figura 5.9) en ambos brazos.

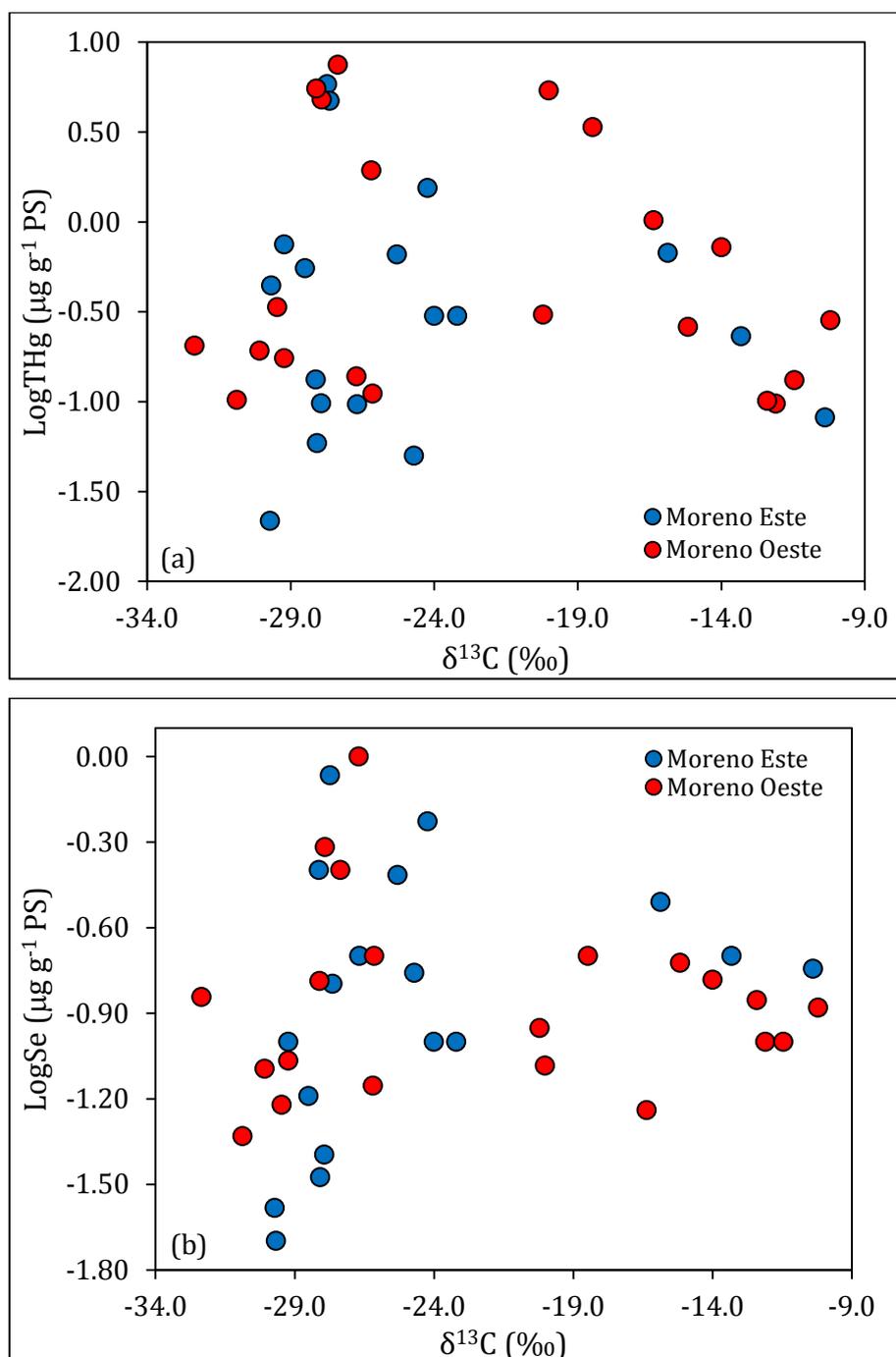


Figura 5.9: Logaritmo de las concentraciones de mercurio total (LogTHg) (a) y de selenio (LogSe) (b) en función de los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en perifiton, macrófitas, hojas de árboles y detritos de Moreno Este y Moreno Oeste. El número de muestras (n) está detallado en la Tabla 5.2. La correspondencia entre color y brazo está indicada en la figura.

5.3.2. Mercurio y Selenio en Plancton

Las concentraciones de mercurio total [THg] y de selenio [Se] y los valores de Se/Hg molar obtenidas en las tres fracciones de plancton muestreadas y en las especies de zooplancton que se analizaron por separado están detalladas en la Tabla 5.3. Las [THg]

fueron las mayores medidas de todos los organismos del LPM, con valores que excedieron los 250 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en la fracción más pequeña del plancton (F1, 10 – 53) μm .

ORGANISMOS	BRAZO	<i>n</i>	[THg] ($\mu\text{g g}^{-1}$ PS)	[Se] ($\mu\text{g g}^{-1}$ PS)	Se/Hg molar
			RANGO (MEDIA \pm DS)	RANGO (MEDIA \pm DS)	RANGO (MEDIA \pm DS)
F1	ME	5	3,58 – 209 (84,1 \pm 85,6)	1,00 – < 2 (1,34 \pm 0,29)	0,019 – 0,143 (0,063 \pm 0,056)
	MO	12	0,247 – 257 (53,6 \pm 84,4)	0,961 – < 5 (1,53 \pm 0,26)	0,013 – 1,53 (0,338 \pm 0,451)
F2	ME	17	0,077 – 99,5 (14,3 \pm 23,4)	0,584 – 2,24 (1,55 \pm 0,45)	0,037 – 23,4 (2,10 \pm 5,54)
	MO	26	0,231 – 57,8 (12,6 \pm 15,1)	< 0,3 – 2,18 (1,63 \pm 0,33)	0,106 – 18,2 (2,74 \pm 4,84)
F3	ME	22	0,164 – 25,4 (5,69 \pm 7,67)	1,47 – 3,60 (2,37 \pm 0,56)	0,217 – 24,1 (5,57 \pm 6,15)
	MO	30	0,189 – 41,5 (5,40 \pm 8,91)	1,73 – 2,69 (2,30 \pm 0,25)	0,121 – 33,1 (7,00 \pm 8,42)
<i>Ceriodaphnia dubia</i>	ME	1	3,37	3,01	2,27
Macrothricidae	MO	1	3,63	1,71	1,19
<i>Boeckella gracilipes</i>	ME	1	2,16	2,24	2,63
	MO	2	1,83 – 7,54 (4,68 \pm 4,04)	4,21 – 5,69 (4,95 \pm 1,05)	1,92 – 5,86 (3,89 \pm 2,79)

Tabla 5.3: Número de muestras (*n*), rangos, medias y desvíos estándar (DS) para las concentraciones de mercurio total [THg] y de selenio [Se] y los valores de Se/Hg molar en el plancton del Moreno Este-(ME) y Moreno Oeste-(MO). (PS)- peso seco. (<)-indica que las concentraciones están por debajo del límite de detección.

En ambos brazos del LPM las concentraciones promedio de THg decrecieron significativamente con el incremento en tamaño de las fracciones de plancton (Tukey $p < 0,01$) desde 84,1 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS y 53,6 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en el ME y MO, respectivamente, en la fracción de menor tamaño hasta alrededor de 5 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en la fracción de mayor tamaño (F3, > 200 μm) (Tabla 5.3). No se observaron diferencias significativas en las [THg] entre el ME y el MO en las tres fracciones (Test- t $p > 0,05$; Figura 5.10).

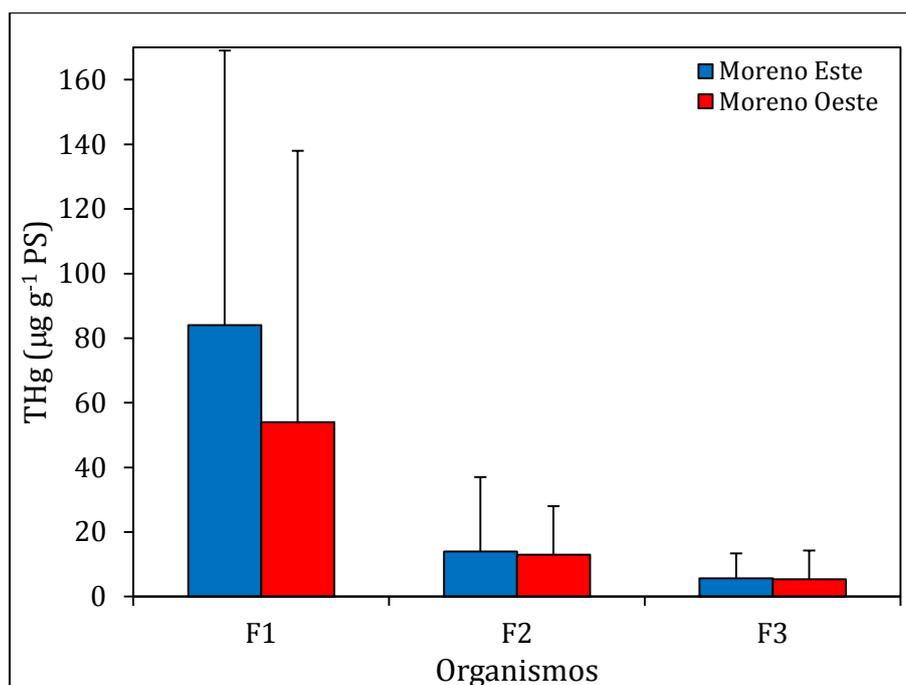


Figura 5.10: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) para las concentraciones de mercurio total (THg) obtenidas en las tres fracciones del plancton (F1: (10 - 53) μm , F2: (53 - 200) μm , F3: > 200 μm) en el Moreno Este y en el Moreno Oeste. La correspondencia entre color y brazo está indicada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.3.

Las [THg] variaron ampliamente en las tres fracciones. En F1 variaron entre 3,58 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS y 209 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en el ME y entre 0,247 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS y 257 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS en el MO (Tabla 5.3). Estas variaciones posiblemente están dadas por una variación estacional en las [THg] en F1 (Figura 5.11, Tabla 5.4).

Estación	n	F1	n	F2	n	F3
Otoño	6	148 \pm 90	16	15,0 \pm 24,1	16	4,00 \pm 5,75
Invierno	4	19,5 \pm 16,4	8	15,8 \pm 17,6	11	1,79 \pm 1,40
Primavera	3	28,4 \pm 1,3	8	11,5 \pm 16,5	13	8,46 \pm 9,93
Verano	4	2,32 \pm 2,33	11	8,14 \pm 6,9	12	8,35 \pm 12,0

Tabla 5.4: Número de muestras (n), medias y desvíos estándar para las concentraciones de mercurio total obtenidas estacionalmente en las tres fracciones del plancton (F1: (10 - 53) μm , F2: (53 - 200) μm , F3: > 200 μm) en el Lago Perito Moreno.

En F1 los mayores valores se registraron en el otoño (Tukey $p < 0,05$) con respecto a las demás estaciones, las cuales no presentaron diferencias entre sí (Tukey $p > 0,05$). Por el contrario, las [THg] en F2 (53 - 200) μm y F3 fueron similares entre las estaciones en el LPM (Tukey $p > 0,05$; Figura 5.11, Tabla 5.4).

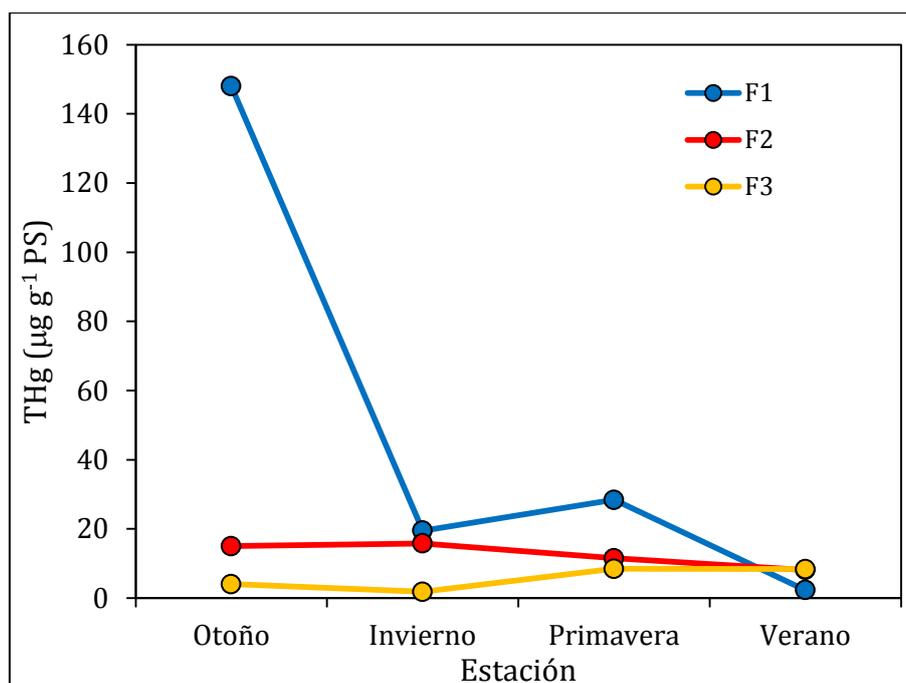


Figura 5.11: Variación de las concentraciones de mercurio total (THg) en función a las estaciones del año en el Lago Perito Moreno (F1: (10 - 53 µm, F2: (53 - 200) µm, F3: > 200 µm). La correspondencia entre color y fracción de plancton está indicada en la figura. El número de muestras (*n*) utilizado está detallado en la Tabla 5.4.

En el MO se observó correlación negativa entre el Log[THg] y el $\delta^{15}\text{N}$ (*r* de Pearson $p < 0,05$) pero no se observó esta tendencia en el ME (Figura 5.12a). La ecuación de la recta de regresión para el MO es la siguiente:

$$\text{Log}[\text{THg}] \mu\text{g g}^{-1} \text{PS} = -0,13 \cdot \delta^{15}\text{N} + 1,40$$

A diferencia de lo observado con los valores de $\delta^{15}\text{N}$, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ se correlacionaron positivamente con el Log[THg] en ambos brazos y no se observaron diferencias entre las pendientes de las rectas de regresión entre el ME el MO (ANCOVA $p = 0,89$; Figura 5.12b):

$$\text{Log}[\text{THg}] (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = 0,11 \cdot \delta^{13}\text{C} + 4,70 \quad (\text{ME})$$

$$\text{Log}[\text{THg}] (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = 0,10 \cdot \delta^{13}\text{C} + 3,32 \quad (\text{MO})$$

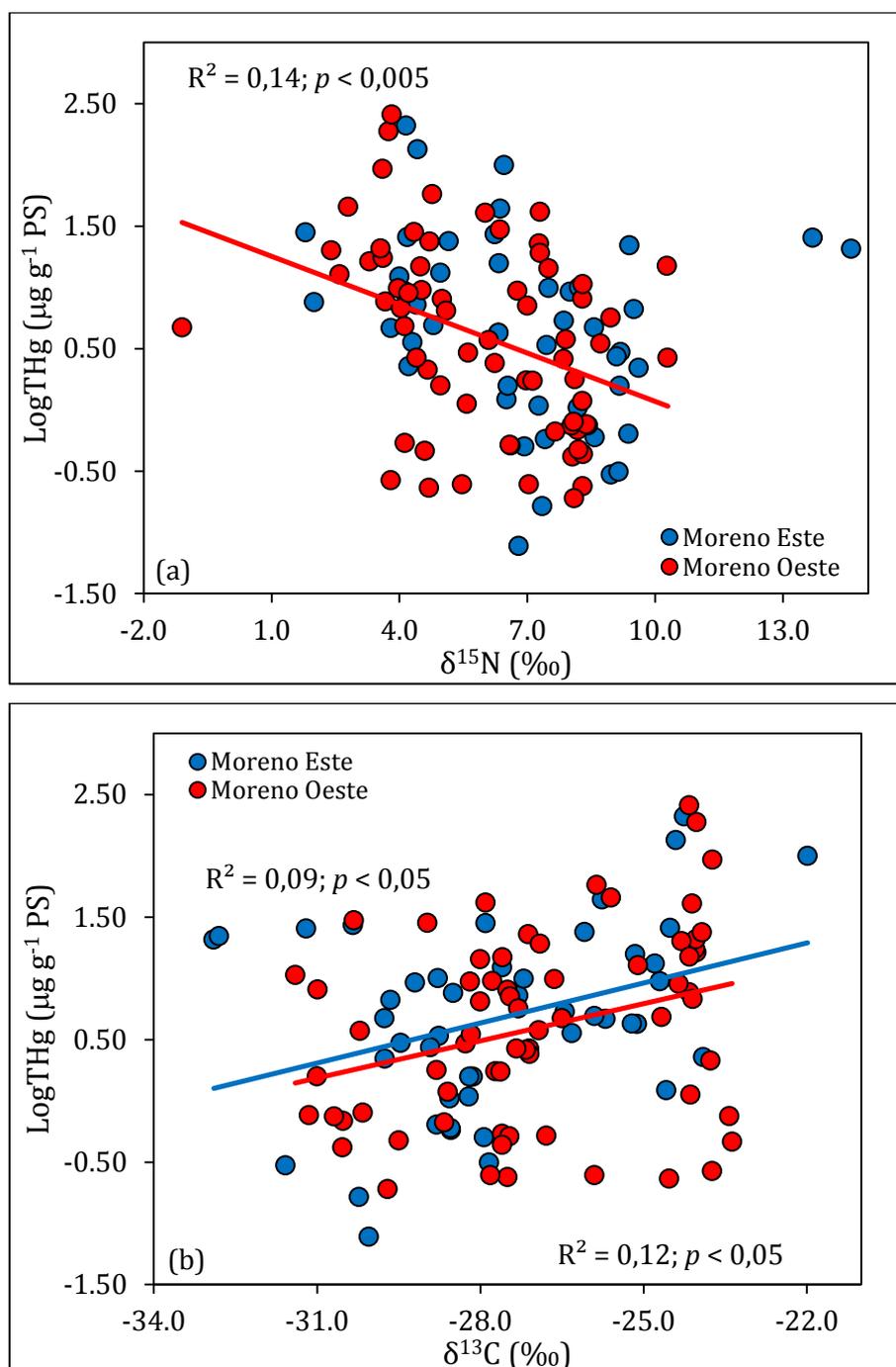


Figura 5.12: Logaritmo de la concentración de mercurio total (LogTHg) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (a) y de $\delta^{13}\text{C}$ (b) en el plancton del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.3. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa.

En contraste con el Hg, las [Se] fueron menos variables en cada fracción del plancton (Tabla 5.3) y se observó un incremento en la concentración con el aumento del tamaño de la fracción de plancton (Tukey $p < 0,01$). En ambos brazos las concentraciones promedio de Se en F1 y F2 fueron de alrededor de $1,5 \mu\text{g g}^{-1}$ PS y en F3

de 2,3 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS (Tabla 5.3). Al igual que con el Hg, no se observaron diferencias significativas en las [Se] en las fracciones entre el ME y el MO (Test- t $p > 0,05$).

No se observaron diferencias significativas en las [THg] y [Se] entre los tres sitios de muestreo del MO en las tres fracciones de plancton (Tukey $p > 0,05$). La [THg] y [Se] en *Ceriodaphnia dubia*, *Boeckella gracilipes* y Macrothricidae estuvieron dentro del rango de variación de los contenidos de mercurio y de selenio obtenidos en la F3, a excepción de *B. gracilipes* en el MO, que presentó concentraciones más elevadas de Se ((4,95 \pm 1,05) $\mu\text{g g}^{-1}$ PS) que la F3 en ese brazo, la cual varió entre 1,47 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS y 3,60 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS (Tabla 5.3). Los valores de Se/Hg molar variaron ampliamente, siendo la media mayor a 1,0 en todas las fracciones, a excepción de F1 en el ME (Tabla 5.3).

El Log[Se] se correlacionó positivamente con el $\delta^{15}\text{N}$ (r de Pearson $p < 0,005$) y negativamente con el $\delta^{13}\text{C}$ (r de Pearson $p < 0,05$) en ambos brazos (Figura 5.13) y las pendientes de las rectas de regresión fueron similares entre sí en ambos casos (ANCOVA $p > 0,05$).

$$\text{Log[Se]} (\mu\text{g g}^{-1} \text{ PS}) = 0,03 \cdot \delta^{15}\text{N} + 0,05 \quad (\text{ME})$$

$$\text{Log[Se]} (\mu\text{g g}^{-1} \text{ PS}) = 0,03 \cdot \delta^{15}\text{N} + 0,03 \quad (\text{MO})$$

$$\text{Log[Se]} (\mu\text{g g}^{-1} \text{ PS}) = -0,02 \cdot \delta^{13}\text{C} - 0,32 \quad (\text{ME})$$

$$\text{Log[Se]} (\mu\text{g g}^{-1} \text{ PS}) = -0,02 \cdot \delta^{13}\text{C} - 0,36 \quad (\text{MO})$$

A pesar de la alta variabilidad en las [THg] en ambos brazos, los valores promedio de Se/Hg molar se incrementaron a medida que aumentó el tamaño de las fracciones de plancton, desde 0,063 a 5,87 en el ME y desde 0,338 hasta 7,00 en el MO. No se observó correlación entre los valores de Se/Hg molar y de $\delta^{15}\text{N}$ en el ME y entre Se/Hg molar y $\delta^{13}\text{C}$ en el MO (r de Pearson $p > 0,05$). Sin embargo, la correlación entre Se/Hg molar y $\delta^{15}\text{N}$ fue positiva en el MO (r de Pearson $p < 0,05$) y negativa entre Se/Hg molar y $\delta^{13}\text{C}$ en el ME (r de Pearson $p < 0,05$).

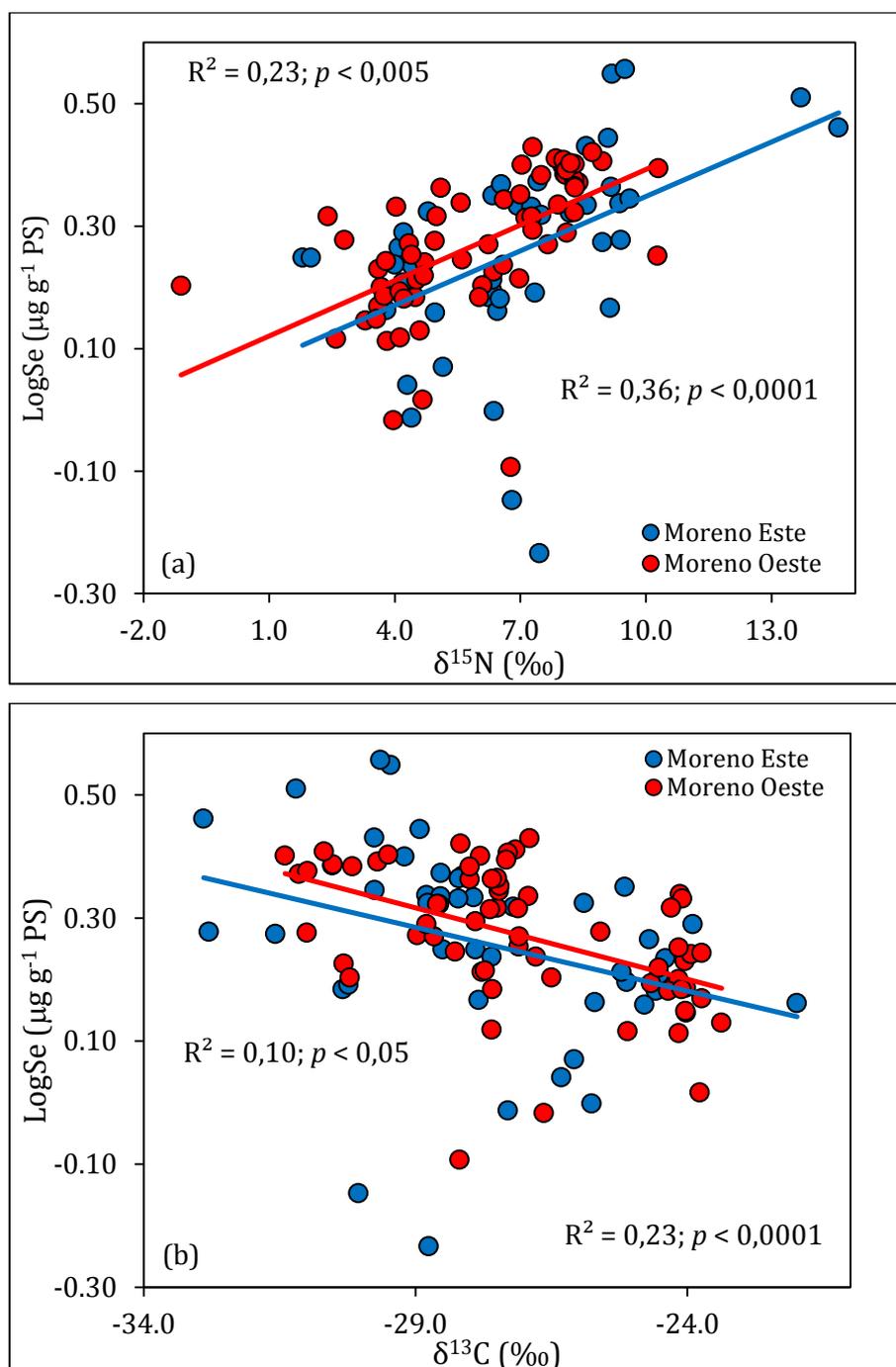


Figura 5.13: Logaritmo de la concentración de selenio (LogSe) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (a) y de $\delta^{13}\text{C}$ (b) en el plancton del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.3. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa.

5.3.3. Mercurio y Selenio en Macroinvertebrados

Las concentraciones de THg y de Se y los valores de Se/Hg molar obtenidos en los macroinvertebrados del LPM están detalladas en la Tabla 5.5.

ORGANISMOS	BRAZO	n	[THg] ($\mu\text{g g}^{-1}$ PS)	[Se] ($\mu\text{g g}^{-1}$ PS)	Se/Hg molar
			RANGO (MEDIA \pm DS)	RANGO (MEDIA \pm DS)	RANGO (MEDIA \pm DS)
Oligochaeta	MO	2	0,189 – 3,23 (1,71 \pm 2,15)	0,756 – 4,72 (2,74 \pm 2,80)	3,71 – 10,2 (6,94 \pm 4,57)
Hirudinea (Sanguijuela)	ME	2	< 0,1 – 0,595 0,595	1,49 – 3,16 (2,33 \pm 1,18)	6,38
	MO	3	0,168 – 2,43 (0,946 \pm 1,29)	1,56 – 1,99 (1,72 \pm 0,24)	1,63 – 30,1 (16,2 \pm 14,3)
<i>Chilina</i> sp. (Caracol de agua dulce)	ME	2	0,106 – 3,44 (1,77 \pm 2,36)	0,833 – 1,02 (0,927 \pm 0,134)	0,754 – 19,9 (10,3 \pm 13,5)
	MO	7	0,047 – 1,12 (0,336 \pm 0,372)	0,809 – 1,12 (0,936 \pm 0,137)	2,35 – 44,3 (16,6 \pm 14,8)
<i>Diplodon chilensis</i> (Almeja de agua dulce)	ME	1	0,342	3,21	23,8
	MO	27	0,075 – 0,695 (0,239 \pm 0,164)	1,36 – 2,68 (1,86 \pm 0,27)	7,28 – 66,9 (30,6 \pm 19,3)
<i>Aegla</i> sp. (Cangrejo de agua dulce, Pancora)	ME	5	< 0,06 – 0,401 (0,310 \pm 0,092)	1,02 – 2,03 (1,60 \pm 0,52)	7,50 – 27,3 (16,0 \pm 8,45)
	MO	2	0,259 – 0,303 (0,281 \pm 0,031)	2,02 – 2,20 (2,11 \pm 0,13)	18,5 – 19,8 (19,1 \pm 0,928)
<i>Samastacus spinifrons</i> (Camarón de río)	ME	4	0,203 – 0,468 (0,293 \pm 0,124)	0,551 – 0,865 (0,695 \pm 0,146)	3,25 – 10,6 (6,83 \pm 3,00)
	MO	15	0,125 – 1,44 (0,307 \pm 0,365)	0,460 – 1,44 (0,768 \pm 0,330)	1,12 – 23,6 (9,98 \pm 5,64)
<i>Hyaella</i> sp. (Camaroncito de agua dulce)	ME	5	0,080 – 1,62 (0,745 \pm 0,643)	0,103 – 5,68 (1,49 \pm 2,35)	0,619 – 15,2 (6,24 \pm 6,22)
	MO	4	0,066 – 1,69 (0,560 \pm 0,760)	0,927 – 1,91 (1,24 \pm 0,46)	2,86 – 35,8 (15,4 \pm 14,2)
Larvas de Ephemeroptera (Efímeras)	ME	1	< 0,08	1,76	-
	MO	4	0,156 – 0,768 (0,516 \pm 0,268)	0,755 – 2,50 (1,46 \pm 0,76)	2,91 – 40,7 (13,8 \pm 18,1)
Larva de Odonata (Libélula)	ME	1	0,266	0,533	5,10
	MO	5	0,080 – 1,60 (0,568 \pm 0,669)	0,737 – 0,943 (0,801 \pm 0,084)	1,17 – 29,8 (13,3 \pm 12,4)
Larva de Plecoptera (Moscas de las piedras)	ME	4	< 0,07 – 2,40 (1,98 \pm 0,57)	0,541 – 2,79 (1,29 \pm 1,05)	0,573 – 1,46 (1,04 \pm 0,45)
	MO	2	1,28 – 2,39 (1,84 \pm 0,79)	1,79 – 1,94 (1,86 \pm 0,11)	1,90 – 3,85 (2,87 \pm 1,38)
Larva de Trichoptera (Tricópteros, Cadis)	ME	8	0,083 – 2,30 (0,784 \pm 0,849)	0,041 – 0,815 (0,550 \pm 0,237)	0,560 – 22,5 (6,77 \pm 8,50)
	MO	9	0,124 – 1,66 (0,600 \pm 0,565)	0,798 – 1,58 (1,04 \pm 0,33)	1,84 – 20,4 (9,01 \pm 6,62)
Larvas de Chironomidae	MO	2	0,571 – 2,00 (1,28 \pm 1,01)	1,05 – 2,24 (1,65 \pm 0,84)	2,85 – 4,69 (3,77 \pm 1,30)

Tabla 5.5: Número de muestras (n), rangos, medias y desvíos estándar (DS) para las concentraciones de mercurio total [THg] y de selenio [Se] y los valores de Se/Hg molar en los macroinvertebrados del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). (PS)- peso seco. (<)-indica que las concentraciones están por debajo del límite de detección.

En esta comunidad las menores [THg] se obtuvieron en *Chilina* sp. (0,047 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS) y *Hyaella* sp. (0,066 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS) en el MO y en *Aegla* sp. (< 0,06 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS) y larvas de plecópteros (< 0,07 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS) en el ME (Tabla 5.5). Las concentraciones más elevadas de THg se observaron en los hirudíneos (2,43 $\mu\text{g g}^{-1}$ PS) y en los oligoquetos (3,23 $\mu\text{g g}^{-1}$

PS) en el MO y en *Chilina* sp. ($3,44 \mu\text{g g}^{-1}$ PS) y en larvas de plec6pteros ($2,40 \mu\text{g g}^{-1}$ PS) en el ME (Tabla 5.5).

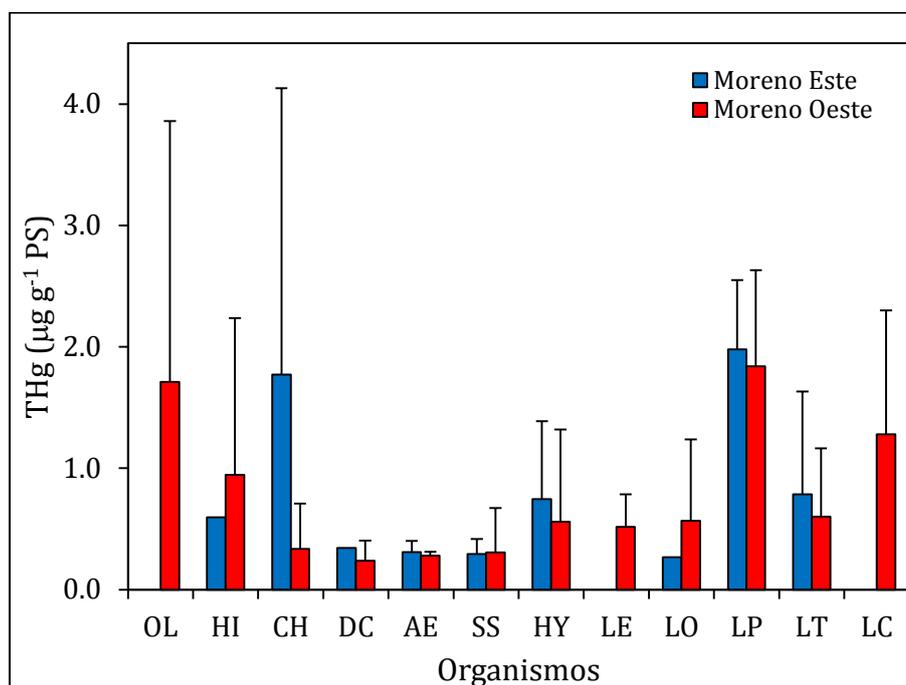


Figura 5.14: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) para las concentraciones de mercurio total (THg) obtenidas en los macroinvertebrados del Moreno Este y del Moreno Oeste. Los códigos de los grupos corresponden a: OL-Oligochaeta, HI-Hirudinea, CH-*Chilina* sp., DC-*Diplodon chilensis*, AE-*Aegla* sp., SS-*Samastacus spinifrons*, HY-*Hyaella* sp., LE-larvas de Ephemeroptera, LO-larvas de Odonata, LP-larvas de Plecoptera, LT-larvas de Trichoptera, LC-larvas de Chironomidae. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.5.

Dado el escaso número de ejemplares colectados en esta comunidad, las [THg] y [Se] no fueron tratadas estadísticamente. Las [THg] fueron similares en todos los grupos de macroinvertebrados comparando entre el ME y el MO. En algunas especies los contenidos de THg variaron en uno o dos órdenes de magnitud, como en el caso de *Chilina* sp. (entre $0,106 \mu\text{g g}^{-1}$ PS y $3,44 \mu\text{g g}^{-1}$ PS) o las larvas de plec6pteros (entre $0,070 \mu\text{g g}^{-1}$ PS y $2,40 \mu\text{g g}^{-1}$ PS), ambos en el ME (Figura 5.14).

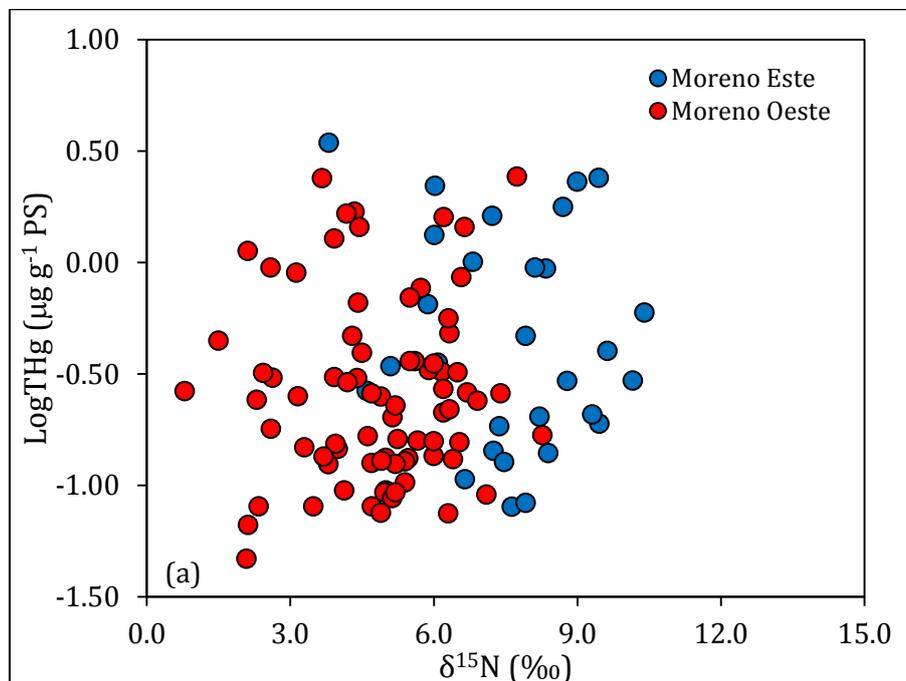
En el ME las [Se] variaron entre $0,041 \mu\text{g g}^{-1}$ PS en las larvas de tric6pteros y $5,68 \mu\text{g g}^{-1}$ PS en *Hyaella* sp., y en el MO, *S. spinifrons* ($0,460 \mu\text{g g}^{-1}$ PS) y los oligoquetos ($4,72 \mu\text{g g}^{-1}$ PS) presentaron las menores y las mayores concentraciones de Se respectivamente (Tabla 5.5). En general, las [Se] de cada grupo fueron similares entre el ME y el MO. La media de los valores de Se/Hg molar fue mayor que 1,0 en todos los macroinvertebrados, variando entre 1,04 en las larvas de plec6pteros y 30,6 en *D. chilensis* (Tabla 5.5).

Las larvas de quironómidos, los oligoquetos y *Chilina* sp., grupos típicamente empobrecidos en ^{15}N , exhibieron concentraciones promedio de THg elevadas ($1,28 \mu\text{g g}^{-1}$ PS, $1,71 \mu\text{g g}^{-1}$ PS y $1,77 \mu\text{g g}^{-1}$ PS, respectivamente). Por el contrario, *Aegla* sp., *Samastacus spinifrons* y los hirudíneos, con altos valores de $\delta^{15}\text{N}$, presentaron en general bajas [THg] promedio (entre $0,281 \mu\text{g g}^{-1}$ PS y $0,347 \mu\text{g g}^{-1}$ PS) (Tabla 5.5). A pesar de esta tendencia, los valores de $\delta^{15}\text{N}$ no correlacionaron con el Log[THg] (Figura 5.15a) ni con los valores de Se/Hg molar en ninguno de los brazos (r de Pearson $p > 0,05$). Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ correlacionaron positivamente con el Log[Se] en el MO (r de Pearson $p < 0,05$) y los valores de $\delta^{13}\text{C}$ correlacionaron negativamente con el Log[THg] (r de Pearson $p < 0,001$; Figura 5.15b) y con el Log[Se] (r de Pearson $p < 0,05$) en el MO. Las ecuaciones de las rectas de regresión para las correlaciones significativas son:

$$\text{Log[THg]} (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = -0,04 \cdot \delta^{13}\text{C} - 1,50 \quad (\text{MO})$$

$$\text{Log[Se]} (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = 0,02 \cdot \delta^{15}\text{N} - 0,05 \quad (\text{MO})$$

$$\text{Log[Se]} (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = -0,02 \cdot \delta^{13}\text{C} - 0,34 \quad (\text{MO})$$



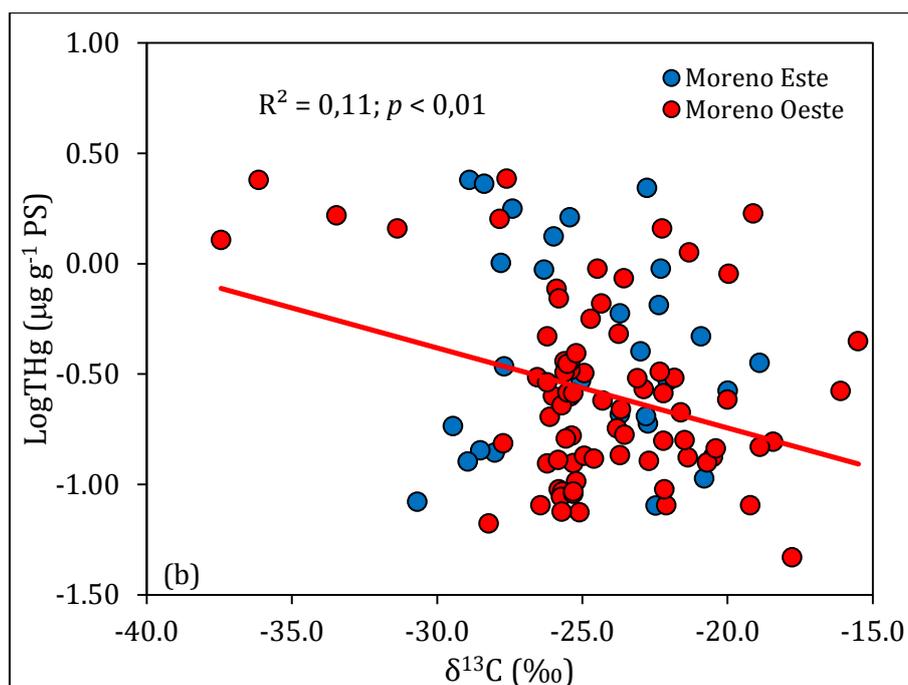


Figura 5.15: Logaritmo de la concentración de mercurio total (LogTHg) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (a) y de $\delta^{13}\text{C}$ (b) en macroinvertebrados del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.5. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa.

5.3.4. Mercurio y Selenio en Peces

Las [THg] en los peces del ME variaron entre $0,120 \mu\text{g g}^{-1}$ PS en juveniles de Pejerrey Patagónico y $10,4 \mu\text{g g}^{-1}$ PS en el Puyén Chico y en el MO entre $0,108 \mu\text{g g}^{-1}$ PS y $6,01 \mu\text{g g}^{-1}$ PS en el Puyén Chico (Tabla 5.6).

ORGANISMOS	BRAZO	n	[THg] ($\mu\text{g g}^{-1}$ PS)	[Se] ($\mu\text{g g}^{-1}$ PS)	Se/Hg molar
			RANGO (MEDIA \pm DS)	RANGO (MEDIA \pm DS)	RANGO (MEDIA \pm DS)
Bagre Aterciopelado	ME	(7)	0,758 - 1,67 (1,32 \pm 0,54)	0,820 - 0,987 (0,898 \pm 0,064)	0,934 - 3,27 (2,00 \pm 0,95)
Trucha Arco Iris	ME	7	0,253 - 1,01 (0,564 \pm 0,298)	0,600 - 0,893 (0,766 \pm 0,114)	1,50 - 8,72 (4,59 \pm 2,69)
	MO	7	0,228 - 0,854 (0,463 \pm 0,268)	0,625 - 1,09 (0,287 \pm 0,150)	2,69 - 9,34 (5,64 \pm 2,64)
Trucha Arco Iris (juvenil)	MO	9	0,290 - 5,17 (1,39 \pm 1,64)	0,910 - 1,91 (1,36 \pm 0,34)	0,595 - 14,7 (6,60 \pm 5,51)
Trucha de Arroyo	ME	7	0,384 - 3,99 (1,39 \pm 1,26)	0,798 - 1,04 (0,955 \pm 0,083)	0,639 - 6,07 (2,92 \pm 1,91)
	MO	6	0,250 - 1,94 (0,845 \pm 0,621)	0,944 - 1,36 (1,06 \pm 0,16)	1,78 - 10,2 (5,10 \pm 3,82)
Trucha de Arroyo (juvenil)	ME	2	0,143 - 0,266 (0,205 \pm 0,087)	0,841 - 1,12 (0,983 \pm 0,200)	10,7 - 14,9 (12,8 \pm 3,0)
	MO	3	0,502 - 0,567 (0,530 \pm 0,034)	0,881 - 1,01 (0,926 \pm 0,075)	4,32 - 4,53 (4,44 \pm 0,11)
Trucha Marrón	MO	1	0,117	0,755	16,45

Puyén Chico	ME	16	0,142 - 10,4 (1,48 ± 3,10)	0,878 - 2,18 (1,45 ± 0,34)	0,306 - 27,0 (11,6 ± 7,8)
	MO	27	0,108 - 3,30 (0,767 ± 1,20)	0,961 - 2,01 (1,52 ± 0,30)	0,797 - 34,2 (13,8 ± 8,1)
	ME	15	0,168 - 0,553 (0,312 ± 0,122)	0,961 - 3,45 (1,98 ± 0,78)	8,32 - 31,8 (17,2 ± 7,6)
	MO	12	0,151 - 6,01 (1,46 ± 1,86)	0,784 - 2,40 (1,27 ± 0,46)	0,553 - 18,5 (6,20 ± 5,27)
Puyén Grande	ME	1	0,558	1,20	5,47
	MO	1	0,262	0,940	9,12
Pejerrey Patagónico	ME	1	1,58	1,25	2,01
Pejerrey Patagónico (juvenil)	ME	2	0,120 - 0,191 (0,155 ± 0,050)	1,06 - 1,50 (1,28 ± 0,31)	20,0 - 22,6 (21,3 ± 1,8)
	MO	2	0,339 - 0,912 (0,626 ± 0,405)	0,661 - 1,00 (0,830 ± 0,239)	2,78 - 4,95 (3,87 ± 1,53)
Perca Criolla	ME	18	0,711 - 3,23 (1,37 ± 0,61)	0,861 - 1,58 (1,25 ± 0,19)	1,02 - 4,29 (2,64 ± 0,95)
	MO	16	0,703 - 2,02 (1,15 ± 0,36)	0,970 - 1,42 (1,16 ± 0,11)	1,46 - 4,13 (2,77 ± 0,82)
Perca Criolla (juvenil)	MO	1	2,46	2,13	2,20

Tabla 5.6: Número de muestras (n), rangos, medias y desvíos estándar (DS) para las concentraciones de mercurio total [THg] y de selenio [Se] y los valores de Se/Hg molar en los peces del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). (PS)- peso seco. (<)-indica que las concentraciones están por debajo del límite de detección.

Dado el escaso número de ejemplares colectados de juveniles de Trucha de Arroyo, Puyén Grande, juveniles y adultos de Pejerrey Patagónico y juveniles de Perca Criolla, las [THg] y [Se] no fueron tratadas estadísticamente. En el ME, las especies con las [THg] promedio más altas (Trucha de Arroyo, Perca Criolla y Bagre Aterciopelado (*Olivaichthys viedmensis*)) no presentaron diferencias en sus contenidos de THg entre sí (Tukey $p > 0,05$), pero exhibieron [THg] significativamente mayores que la Trucha Arco Iris y el Puyén Chico (Tukey $p < 0,05$).

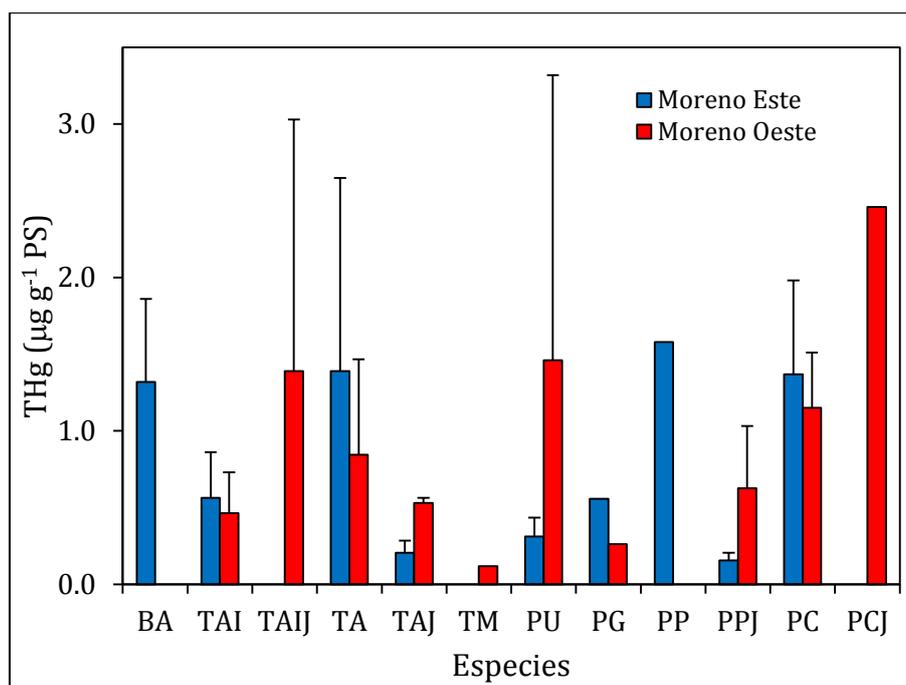


Figura 5.16: Medias y desvíos estándar (líneas verticales) para las concentraciones de mercurio total (THg) obtenidas en los peces del Moreno Este y del Moreno Oeste. Los códigos de los grupos corresponden a: BA-Bagre Aterciopelado, TAI-Trucha Arco Iris, TAIJ-Trucha Arco Iris juvenil, TA-Trucha de Arroyo, TAJ-Trucha de Arroyo juvenil, TM-Trucha Marrón, PU-Puyén Chico, PG-Puyén Grande, PP-Pejerrey Patagónico, PPJ-Pejerrey Patagónico juvenil, PC-Perca Criolla, PCJ-Perca Criolla juvenil. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.6.

Los juveniles de Puyén Chico colectados en la zona pelágica del LPM presentaron las [THg] más alta de esta comunidad ($10,4 \mu\text{g g}^{-1} \text{PS}$ en el ME, y $6,01 \mu\text{g g}^{-1} \text{PS}$ en el MO), y la [THg] promedio de los juveniles de Trucha Arco Iris ($(1,39 \pm 1,64) \mu\text{g g}^{-1} \text{PS}$) fue de un orden de magnitud más elevada que la de los adultos ($(0,463 \pm 0,268) \mu\text{g g}^{-1} \text{PS}$). Por el contrario, los juveniles de Trucha de Arroyo exhibieron menores [THg] promedio que los adultos en ambos brazos (Tabla 5.6).

No se observaron diferencias en [THg] entre la Trucha de Arroyo, la Trucha Arco Iris, el Puyén Chico y la Perca Criolla entre el ME y el MO (Test- t $p > 0,05$; Figura 5.16). El Log[THg] se correlacionó positivamente con los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en el ME (r de Pearson $p < 0,0001$), pero no con los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en ambos brazos (r de Pearson $p > 0,05$; Figura 5.17). La ecuación de la recta de regresión entre el Log[THg] y $\delta^{15}\text{N}$ en el ME es:

$$\text{Log}[\text{THg}] (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = 0,14 \cdot \delta^{15}\text{N} - 1,70 \quad (\text{ME})$$

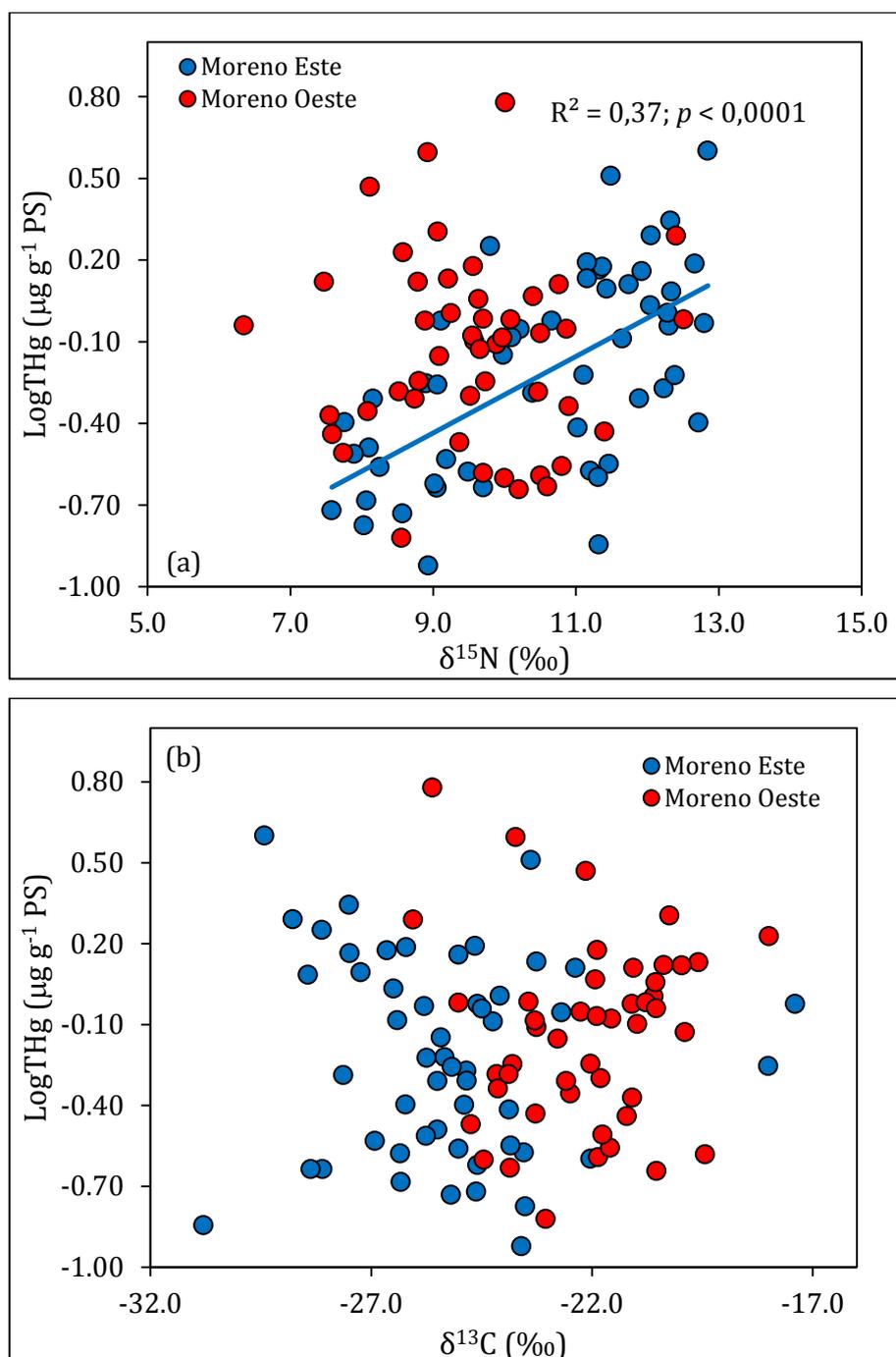


Figura 5.17: Logaritmo de la concentración de mercurio total (LogTHg) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (a) y de $\delta^{13}\text{C}$ (b) en peces del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.6. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa.

En esta comunidad las menores [Se] se registraron en la Trucha Arco Iris en ambos brazos ($0,600 \mu\text{g g}^{-1}$ PS en el ME y $0,625 \mu\text{g g}^{-1}$ PS en el MO) y las mayores en la Trucha Arco Iris ($3,45 \mu\text{g g}^{-1}$ PS en el ME y $2,39 \mu\text{g g}^{-1}$ PS en el MO) (Tabla 5.6). En el ME, las [Se] fueron significativamente más elevadas en el Puyén Chico que las obtenidas en

los otras especies (r de Pearson $p < 0,001$). Sin embargo, en el MO, las [Se] del Puyén Chico solo fueron significativamente más elevadas que las de la Trucha Arco Iris (Tukey $p < 0,05$). No se observaron diferencias significativas entre el ME y el MO en las [Se] de la Trucha Arco Iris, Trucha de Arroyo y Perca Criolla (Test- t $p > 0,05$), pero las [Se] en el Puyén Chico fueron significativamente mayores en el ME (Test- t $p < 0,05$).

El Log[Se] se correlacionó negativamente con los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en el ME (r de Pearson $p < 0,001$; Figura 5.18a), pero no se observó correlación con los valores de $\delta^{13}\text{C}$ (r de Pearson $p > 0,05$; Figura 5.18b). La ecuación de la recta de regresión entre el Log[Se] y $\delta^{15}\text{N}$ es la siguiente:

$$\text{Log[Se]} (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = -0,07 \cdot \delta^{15}\text{N} + 0,86 \quad (\text{ME})$$

Las medias de los valores de Se/Hg molar fueron mayores a 1,0 en todas las especies y los valores máximos se registraron en los juveniles de Pejerrey Patagónico en el ME ($21,3 \pm 1,8$) y en la Trucha Marrón en el MO (16,45). Los valores de Se/Hg molar se correlacionaron negativamente con los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en el ME (r de Pearson $p < 0,0001$) y con los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en el MO (r de Pearson $p < 0,01$).

A partir de los resultados obtenidos del modelo de mezcla SIAR en el Capítulo 3 de esta tesis (Tabla 3.2), se eligieron las presas que contribuyeron isotópicamente en más del 10 % a la dieta de la Trucha Arco Iris, la Trucha de Arroyo y la Perca Criolla en el ME y el MO, para determinar la correlación entre Log[THg] y Log[Se] y los valores de $\delta^{15}\text{N}$.

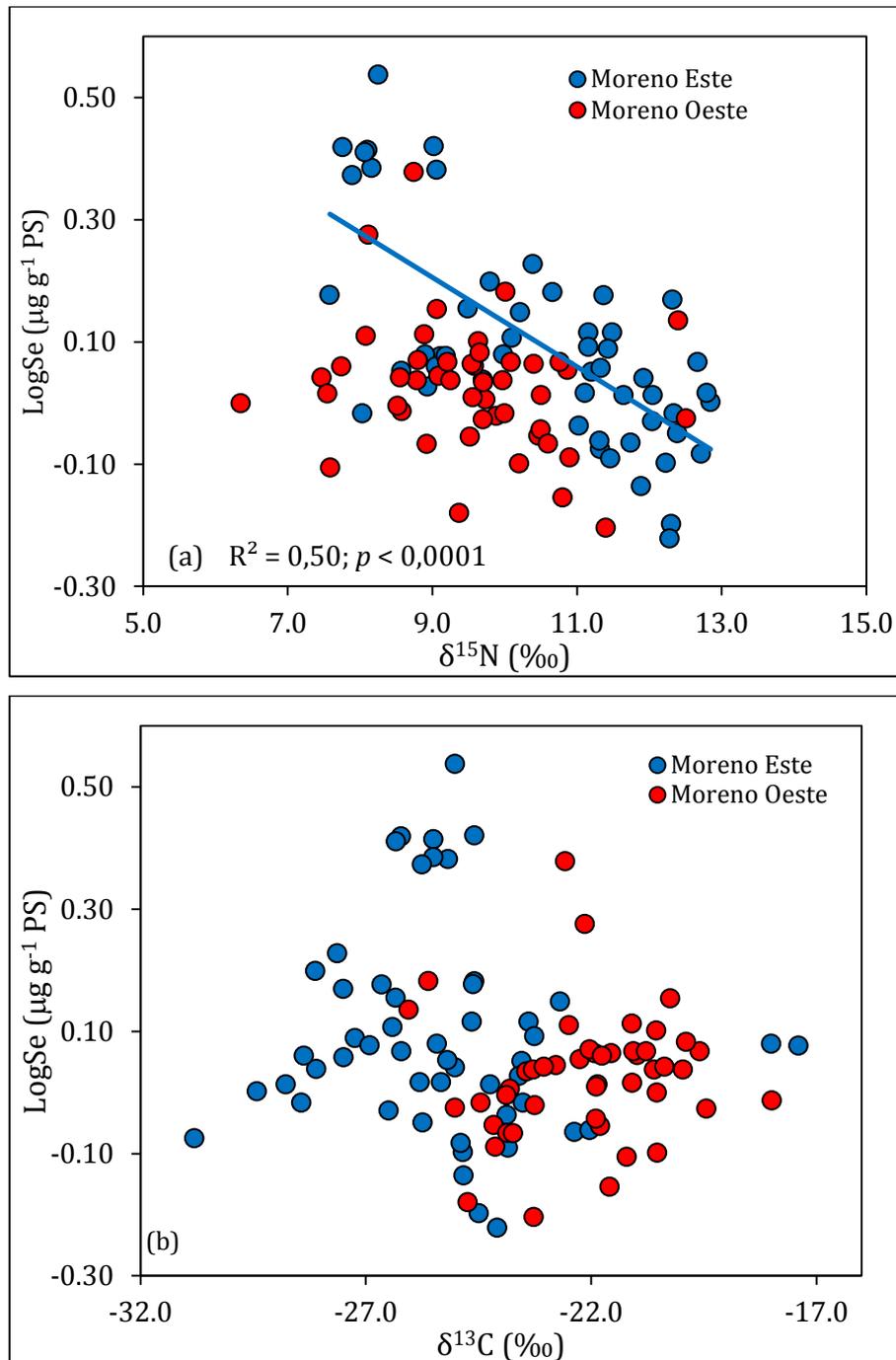


Figura 5.18: Logaritmo de la concentración de selenio (LogSe) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (a) y de $\delta^{13}\text{C}$ (b) en peces del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 5.6. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa.

No se observó correlación entre el $\text{Log}[\text{THg}]$ y $\delta^{15}\text{N}$ para la Trucha Arco Iris y sus presas y para la Trucha de Arroyo y sus presas en ambos brazos (r de Pearson $p > 0,05$) pero estas variables se correlacionaron positivamente para la Perca Criolla y sus presas en ambos brazos (r de Pearson $p < 0,05$; Figura 5.19). Las pendientes de las rectas de regresión fueron similares entre si (ANCOVA $p = 0,341$):

$$\text{Log}[\text{THg}] (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = -0,11 \cdot \delta^{15}\text{N} - 1,24 \quad (\text{ME})$$

$$\text{Log}[\text{THg}] (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = 0,08 \cdot \delta^{15}\text{N} - 0,94 \quad (\text{MO})$$

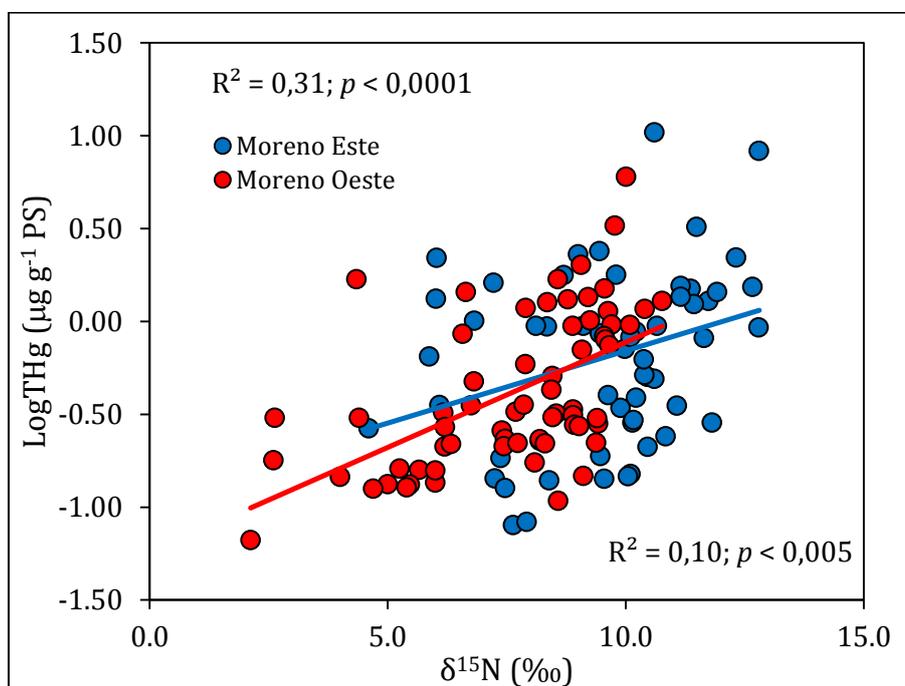


Figura 5.19: Logaritmo de la concentración de mercurio (LogTHg) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en la Perca Criolla del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la tabla 3.2. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa.

El Log[Se] se correlacionó positivamente con los valores de $\delta^{15}\text{N}$ para la Trucha de Arroyo y sus presas y para la Perca Criolla y sus presas (r de Pearson $p < 0,05$; Figura 5.20). Por el contrario, no se observó correlación entre estas variables en la Trucha Arco Iris y sus presas (r de Pearson $p > 0,05$). Las rectas de regresión entre $\delta^{15}\text{N}$ y Log[Se] fueron similares entre ambos brazos (ANCOVA $p = 0,227$ para la Trucha de Arroyo y $p = 0,177$ para la Perca Criolla):

$$\text{Log}[\text{Se}] (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = 0,04 \cdot \delta^{15}\text{N} - 0,40 \quad (\text{Trucha de Arroyo, ME})$$

$$\text{Log}[\text{Se}] (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = 0,02 \cdot \delta^{15}\text{N} - 0,09 \quad (\text{Trucha de Arroyo, MO})$$

$$\text{Log}[\text{Se}] (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = 0,08 \cdot \delta^{15}\text{N} - 0,94 \quad (\text{Perca Criolla, ME})$$

$$\text{Log}[\text{Se}] (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = 0,08 \cdot \delta^{15}\text{N} - 0,94 \quad (\text{Perca Criolla, MO})$$

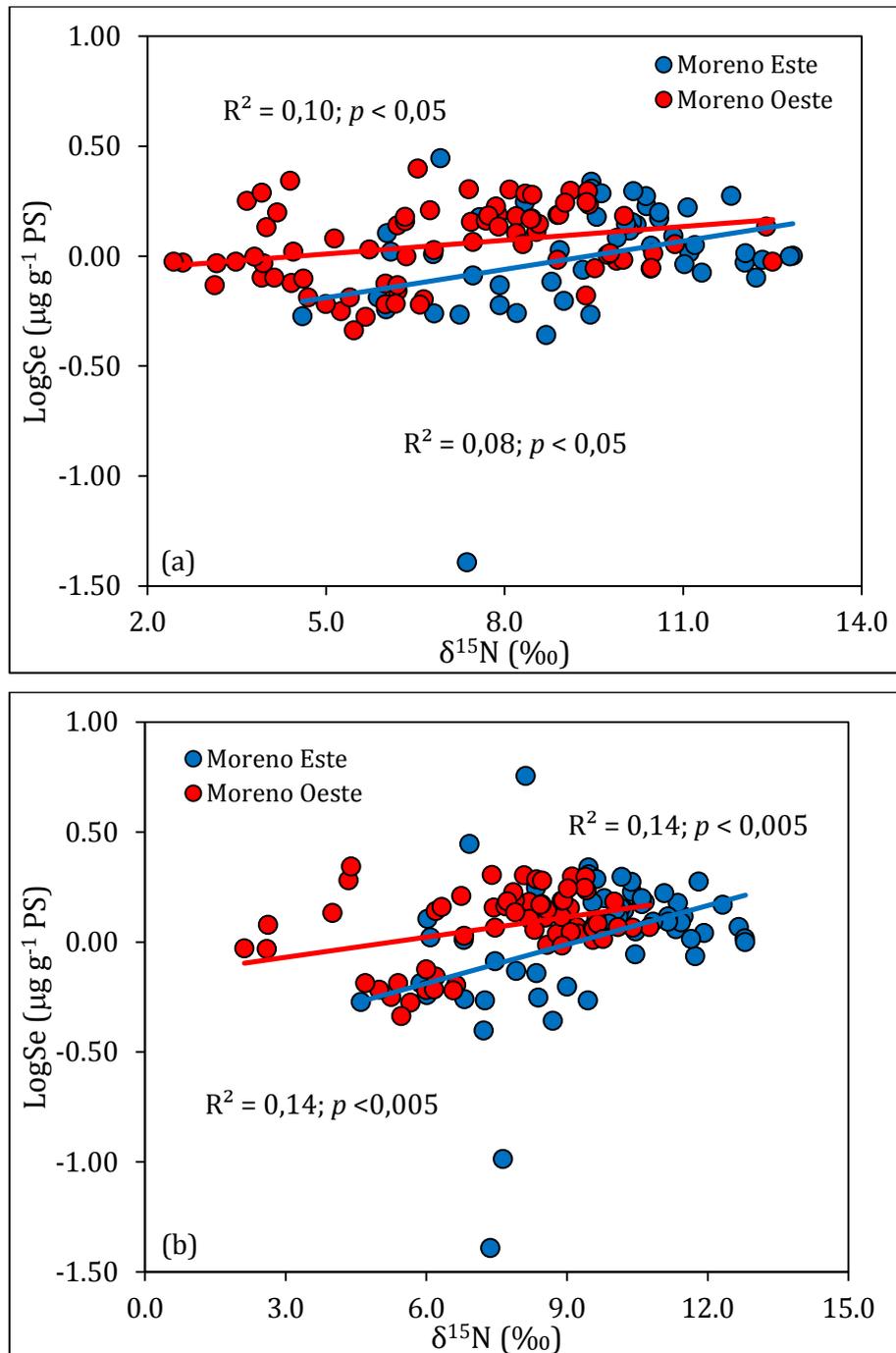


Figura 5.20: Logaritmo de la concentración de selenio (LogSe) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ para la Trucha de Arroyo y sus presas (a) y para la Perca Criolla y sus presas (b) en el Moreno Este y en el Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. El número de muestras (n) utilizado está detallado en la Tabla 3.2. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa.

5.3.5. Mercurio y Selenio en la Trama Trófica

En el LPM las [THg] variaron tres órdenes de magnitud, desde $0,05 \mu\text{g g}^{-1}$ PS en *Chilina* sp. en el MO y $0,022 \mu\text{g g}^{-1}$ PS en hojas de árboles del ME, hasta $257 \mu\text{g g}^{-1}$ PS y $209 \mu\text{g g}^{-1}$ PS en la fracción más pequeña del plancton en el MO y el ME, respectivamente (Figura 5.21).

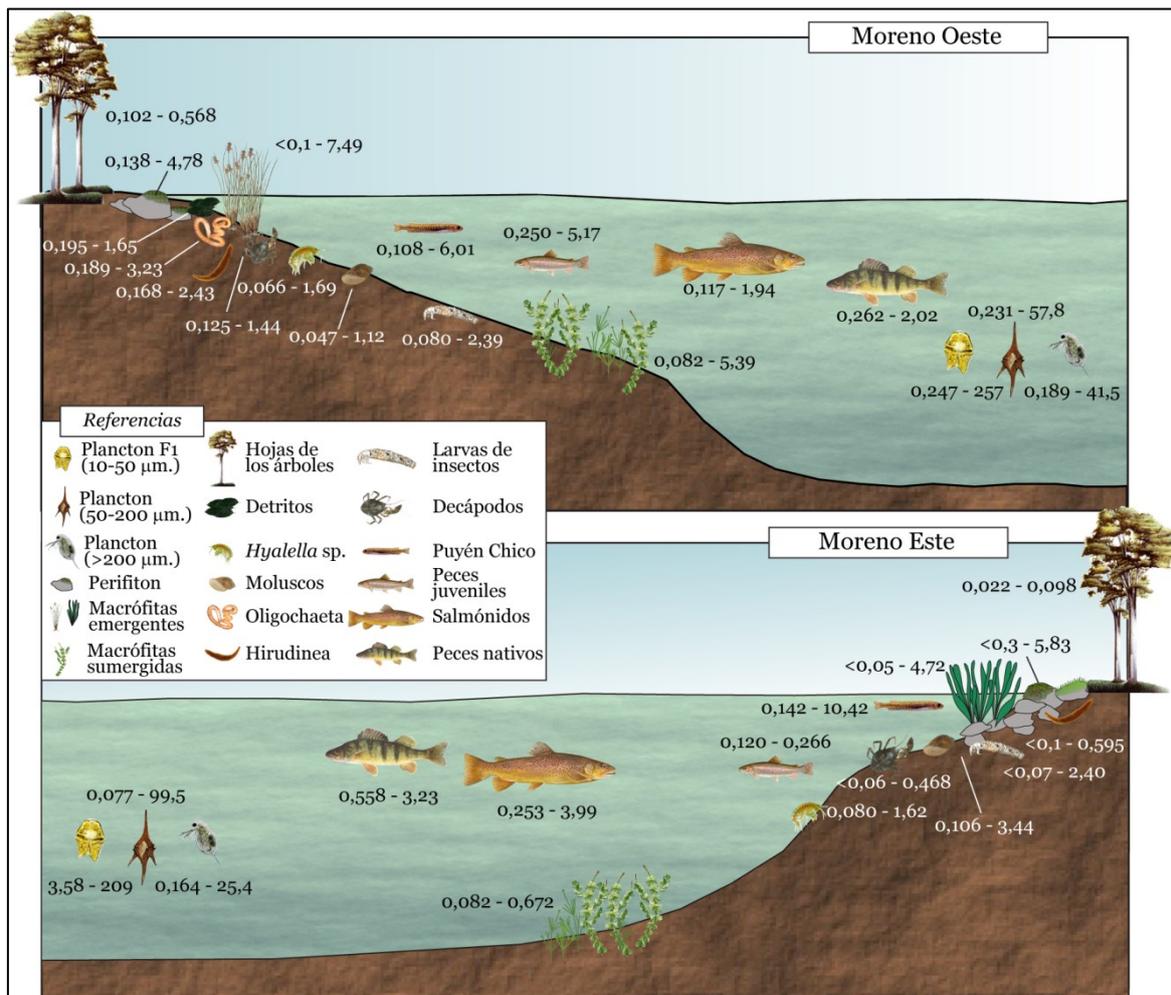


Figura 5.21: Rangos de las concentraciones de mercurio en los organismos del Moreno Oeste y del Moreno Este. Las concentraciones están expresadas en $\mu\text{g g}^{-1}$ peso seco. Modificado de Rizzo *et al.* (2011).

El plancton es la comunidad que presentó las mayores [THg] y de [Se] en ambos brazos (Tukey $p < 0,01$). Los peces, los macroinvertebrados y los productores primarios (perifiton y macrófitas) exhibieron [THg] similares en ambos brazos (Tukey $p > 0,05$), en tanto que los peces y los macroinvertebrados presentaron [Se] similares entre sí (Tukey $p > 0,05$) e intermedias entre el plancton y los productores primarios (Tukey $p < 0,0001$).

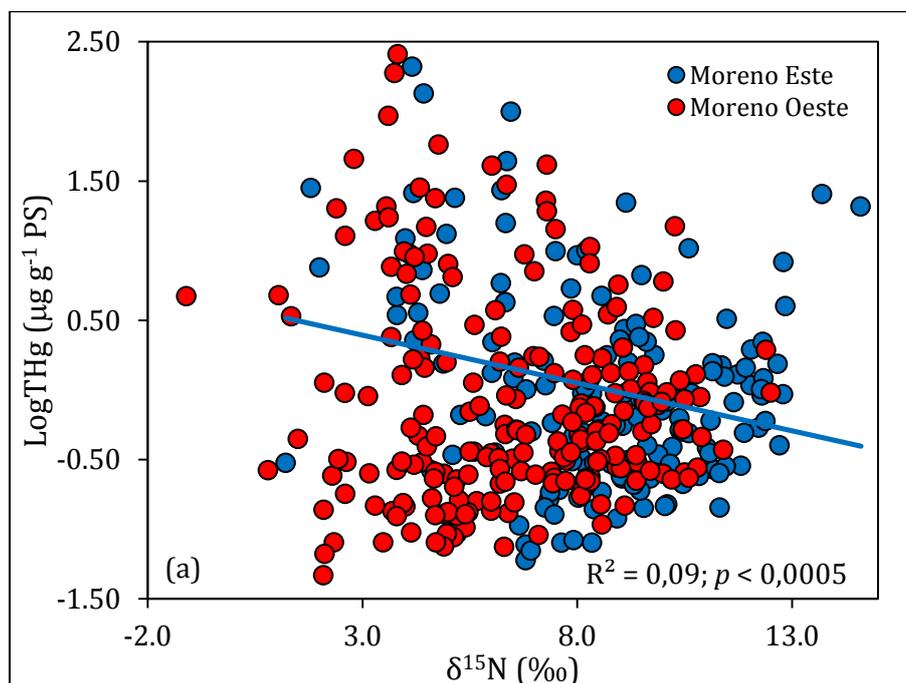
En ninguna de las comunidades se observaron diferencias significativas en la [Se] entre el ME y el MO (Test- t $p > 0,05$). Las [THg] en los macroinvertebrados fueron significativamente mayores en el ME que en el MO (Test- t $p < 0,05$), pero no se observaron diferencias significativas entre los brazos en las otras comunidades (Test- t $p > 0,05$).

El Log[THg] se correlacionó negativamente con los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en el ME (r de Pearson $< 0,005$; Figura 5.22a) y con los valores de $\delta^{13}\text{C}$ (r de Pearson $> 0,05$; Figura 5.22b) en ambos brazos. Las pendientes de las rectas de regresión entre los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y Log[THg] fueron similares entre el ME y el MO (ANCOVA $p = 0,659$).

$$\text{Log[THg]} (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = -0,08 \cdot \delta^{15}\text{N} + 0,75 \quad (\text{ME})$$

$$\text{Log[THg]} (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = -0,04 \cdot \delta^{13}\text{C} - 1,07 \quad (\text{ME})$$

$$\text{Log[THg]} (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = -0,05 \cdot \delta^{13}\text{C} - 1,43 \quad (\text{MO})$$



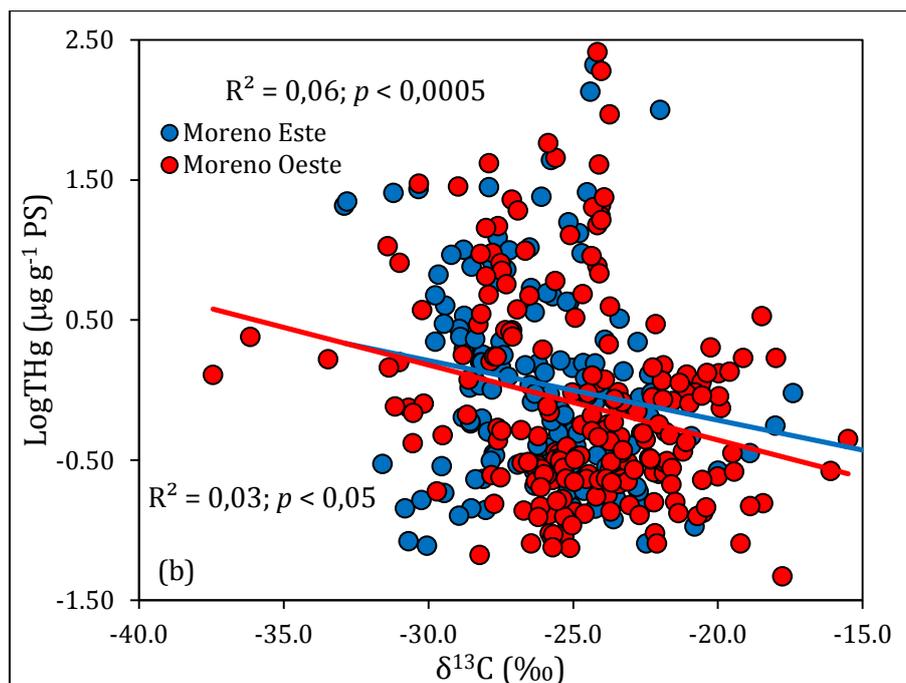


Figura 5.22: Logaritmo de la concentración de mercurio total (LogTHg) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (a) y de $\delta^{13}\text{C}$ (b) en la trama trófica del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa.

No se observó correlación significativa entre los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y del Log[Se] (r de Pearson $> 0,05$; Figura 5.23a). Sin embargo, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ se correlacionaron negativamente con el Log[Se] en el MO (r de Pearson $< 0,0001$) (Figura 5.23b). La ecuación de la recta de regresión entre el Log[Se] y los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en el MO es:

$$\text{Log[Se]} (\mu\text{g g}^{-1} \text{PS}) = -0,03 \cdot \delta^{13}\text{C} - 0,51 \quad (\text{MO})$$

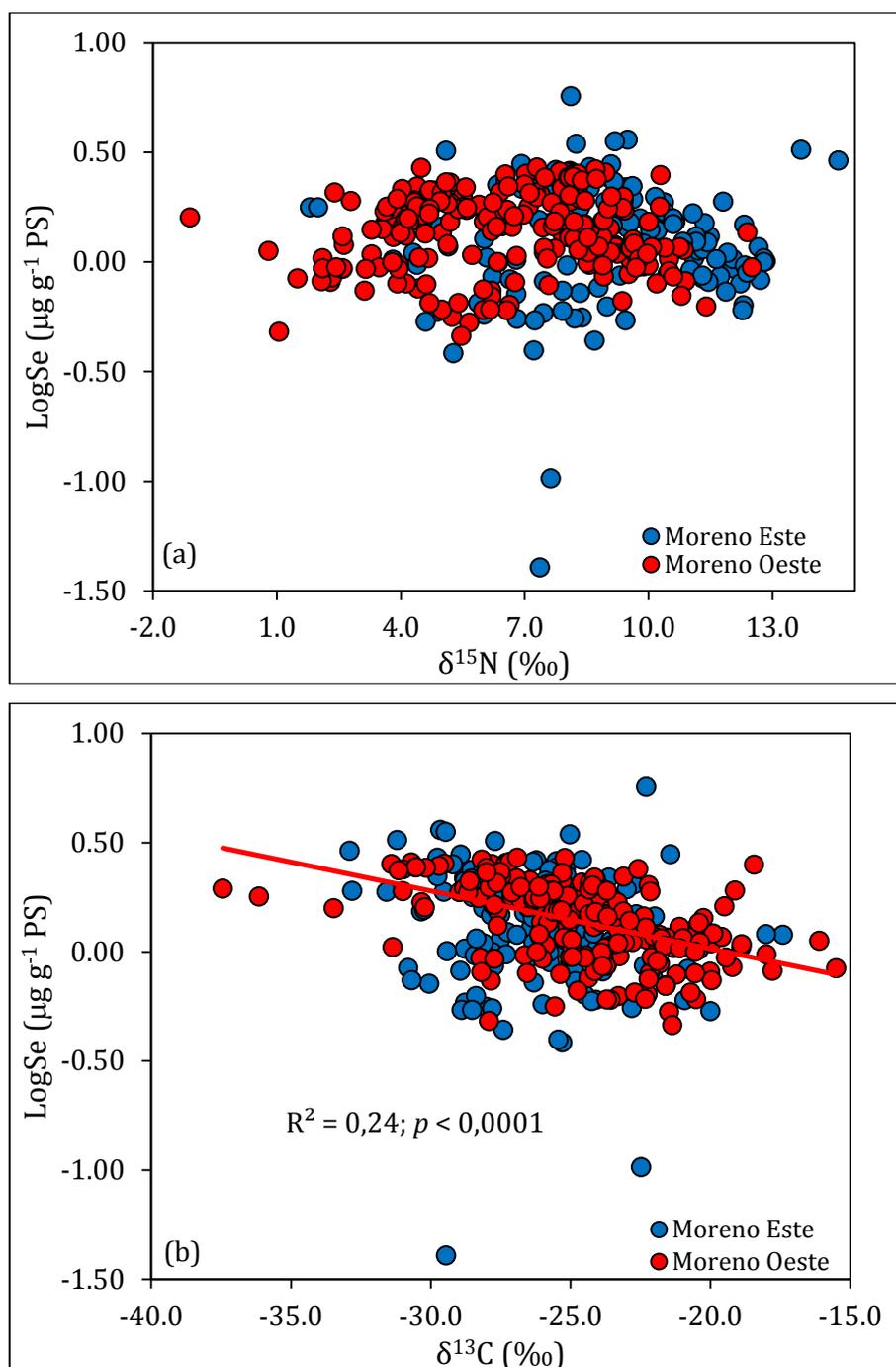


Figura 5.23: Logaritmo de la concentración de selenio (LogSe) en función de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (a) y de $\delta^{13}\text{C}$ (b) en las comunidades del Moreno Este y del Moreno Oeste. La correspondencia entre el color y brazo está referenciada en la figura. Las rectas de regresión, los valores de R^2 y de p están indicados solamente cuando la regresión fue significativa.

Los valores de Se/Hg molar no se correlacionaron significativamente con los valores de $\delta^{13}\text{C}$ (r de Pearson $p > 0,05$) en ambos brazos y si se correlacionaron negativamente con los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en el MO (r de Pearson $p < 0,05$).

5.4. DISCUSIÓN

Las concentraciones de metales en las plantas acuáticas pueden ser 100.000 veces más altas en comparación con el agua circundante (Albers & Camardese 1993), por lo tanto, algunas especies se utilizan como indicadores de la presencia de elementos contaminantes en un sistema cuando los niveles de estos elementos en el ambiente son bajos, y por lo tanto difíciles de evaluar por otros métodos (Cardwell *et al.* 2002). Las plantas acuáticas pueden acumular Hg, Se y otros elementos incorporados desde el agua o desde los sedimentos a través de las raíces (Brankovic *et al.* 2011) y el grado de acumulación varía significativamente entre las especies (Cardwell *et al.* 2002). No se pudieron realizar comparaciones entre los contenidos de Hg y Se en macrófitas del LPM con las de otros sistemas acuáticos debido a la falta de estudios con especies similares.

Como se observó en los Capítulos 2 y 3, las macrófitas emergentes y las sumergidas se diferenciaron por sus valores de $\delta^{13}\text{C}$, estando las primeras empobrecidas en ^{13}C con respecto a las segundas. No se observó una correlación entre los contenidos de Hg y Se y los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en ninguno de los dos brazos del LPM, lo que indicaría que las concentraciones de estos elementos son similares entre ambos tipos de macrófitas. Sin embargo, Albers & Camardese (1993) observaron que, en general, las plantas acuáticas emergentes acumulan menores concentraciones de metales con respecto a las sumergidas.

El perifiton es un receptor pasivo de elementos contaminantes provenientes de la cuenca y además contribuye a la metilación de Hg inorgánico (Cleckner *et al.* 1999). Dado que el perifiton es pastoreado por macroinvertebrados bentónicos tales como larvas de insectos y gasterópodos, es una fuente importante de Hg hacia los peces (Hill *et al.* 1996). En el LPM el perifiton exhibió concentraciones de Hg y de Se más elevadas que las macrófitas, los detritos y las hojas de árboles, por lo que estos elementos podrían estar biodisponibles para *Chilina* sp. u otros consumidores.

Los contenidos de THg en la fracción de menor tamaño del plancton fueron más elevados que en las fracciones de mayor tamaño. Esto podría deberse a que los organismos de la F1 adsorben el Hg^{2+} de forma pasiva dado que poseen una mayor relación superficie/volumen que los organismos de F2 y F3, provocando una mayor

bioacumulación de THg. En estudios de laboratorio utilizando Hg^{2+} marcado radioactivamente, al cabo de 24 horas de experimentación se observó una gran adsorción pasiva de Hg^{2+} en las algas nativas *Cryptomonas erosa* incubadas en aguas del LPM (Diéguez *et al.* 2010). Se obtuvieron resultados similares en experiencias de laboratorio con plancton natural de diversos lago, incluyendo el LPM (Diéguez *et al.* 2012). Si este fuese el mecanismo predominante de ingreso en condiciones naturales en el LPM, las concentraciones de THg en la base de la trama trófica dependerían fuertemente del Hg^{2+} disuelto y de la dinámica poblacional del plancton. A pesar de que este mecanismo pasivo de ingreso intensifica la incorporación de Hg^{2+} en el plancton de menor tamaño, la transferencia estaría limitada hacia los niveles tróficos superiores dado que el Hg^{2+} no es transferido eficientemente entre las presas y sus consumidores. En el ME esto queda evidenciado por la correlación negativa entre el THg y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ (biodilución) y, aunque la correlación no fue significativa, una tendencia similar fue observada en el MO. En contraste con los altos contenidos de THg en el plancton, las proporciones de MeHg determinadas en algunas muestras de plancton fueron bajas en ambos brazos del LPM. Los porcentajes de MeHg en relación al THg fueron menores al 1,0 % en las fracciones de menor tamaño y se incrementaron hasta un promedio de 2,8 % en F3 en el ME (Arcagni *et al. aceptado para su publicación*). El mayor porcentaje de MeHg en F3 (la cual posee mayores valores de $\delta^{15}\text{N}$) en comparación con F1 y F2 indica que el MeHg estaría biomagnificando entre las fracciones del plancton del ME.

A diferencia de lo observado en el THg, los porcentajes de MeHg medidos en el plancton del LPM fueron particularmente bajos (de uno a dos órdenes de magnitud) comparados con datos de plancton de otros sistemas acuáticos (Arcagni *et al. aceptado para su publicación*), los cuales generalmente varían entre 11 % y 83 % tanto en sistemas prístinos como contaminados (Watras *et al.* 1998; Gorski *et al.* 2003; Belzile *et al.* 2006; Kehrig *et al.* 2009; Chen *et al.* 2012). Los bajos porcentajes de MeHg en relación a los contenidos totales de Hg en el plancton del LPM indican que la mayor proporción corresponde a Hg^{2+} (> 90 %) y la menor a MeHg.

La transferencia de Hg^{2+} entre las algas y el zooplancton es poco eficiente dado que el Hg^{2+} es excretado junto con la membrana celular de las algas cuando son consumidas por el zooplancton y solo una pequeña proporción es acumulada en el organismo (Mason *et al.* 1996). Si la mayor proporción de THg en el plancton

correspondiera a Hg^{2+} , ello explicaría por qué las elevadas concentraciones de THg disminuyen (biodilución) desde la F1 hasta F3. Por lo tanto, solo una pequeña proporción del THg medido en F1 sería transferido a F2 y F3. Por el contrario, el MeHg se une a la fracción soluble de las algas siendo asimilado eficientemente por los consumidores y sería la causa de la aparente biomagnificación del MeHg observada en el plancton del ME.

Los contenidos de THg observados en las tres fracciones de plancton del LPM son elevados en comparación con los registrados en otros sistemas dulceacuícolas alejados de fuentes antropogénicas de mercurio (e.g. Belzile *et al.* 2006; Wang *et al.* 2011). En el LPM el THg de la F1 fue más elevado, por ejemplo, que en muestras de plancton de una fracción de tamaño similar del Lago Little Rock (Estados Unidos) (Watras & Bloom 1992) y de 15 lagos de Wisconsin (Estados Unidos) (Watras *et al.* 1998). Las [THg] en zooplancton equivalente a la F2 de este trabajo fueron mayores en promedio a las medidas en 20 lagos del noreste de Estados Unidos (Chen *et al.* 2000) y en 44 lagos de la región de los Adirondacks (Estados Unidos) (Yu *et al.* 2011). Muestras de zooplancton mayores a 200 μm del LPM presentaron [THg] promedio más elevadas que las obtenidas en 20 lagos de Estados Unidos y en el lago Champlain, Canadá (Chen *et al.* 2000, 2012). En general, las [THg] fueron tres órdenes de magnitud más elevados en F1 y un orden de magnitud mayores en F2 y F3 del LPM en comparación con los lagos citados. Las elevadas concentraciones de THg en la F1 con respecto a fracciones de tamaño similar de otros lagos del Hemisferio Norte, podrían deberse a la composición de las especies de esta fracción. La F1 del LPM está dominada por organismos mixotróficos (los ciliados *Stentor araucanus* y *Ophrydium naumanni* y los dinoflagelados *Gymnodinium* spp.; Arribére *et al.* 2010b), los cuales pueden alimentarse de bacterias. Las bacterias y su fuente nutricional (el carbono orgánico disuelto, COD) jugarían un rol importante en la incorporación del Hg^{2+} desde el medio hacia la trama trófica (Diéguez *et al.* 2010). Por lo tanto, las diferencias en la composición de las especies que componen el plancton y las características del COD controlarían el ingreso de Hg^{2+} al componente pelágico de la trama trófica y generarían las diferencias observadas con respecto a otros sistemas.

Los contenidos de Se observados en el plancton del LPM (entre $1,34 \mu\text{g g}^{-1}$ PS y $2,37 \mu\text{g g}^{-1}$ PS) fueron más elevados que el promedio reportado en la literatura en otros sistemas acuáticos alejados de fuentes directas de contaminación (e.g. $(0,73 \pm 0,28) \mu\text{g g}^{-1}$ PS en el Lago Indigo, Canadá; Muscatello & Janz 2009) y similares a los de sistemas contaminados ($(2,54 \pm 0,15) \mu\text{g g}^{-1}$ PS en el Lago Erie, Estados Unidos; $3,4 \mu\text{g g}^{-1}$ PS en el Lago Wallace, Australia y $(2,91 \pm 0,56) \mu\text{g g}^{-1}$ PS en el Lago Vulture, Canadá) (Adams & Johnson 1977; Jasonsmith *et al.* 2008; Muscatello & Janz 2009). Esto sugeriría que a pesar de que el LPM no está afectado por aportes directos de Se, este elemento se encuentra biodisponible para los organismos pelágicos, tales como el plancton. Los mayores contenidos de THg observados en la F1 en el otoño en contraste con las demás estaciones podrían estar asociados con el aumento de las precipitaciones en esa época del año. Las lluvias que se producen durante el otoño en la zona incrementan la escorrentía de los suelos del bosque circundante, transportando materiales orgánicos disueltos hacia el lago (Queimaliños *et al.* 2012). Estos autores encontraron que dos indicadores de aportes alóctonos (el color del agua y la relación Color/Clorofila *a*) presentaron sus valores máximos en el otoño en ambos brazos del LPM. Además, como se detalló en el Capítulo 4 de esta tesis, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ en esa estación fueron los mayores en el plancton en el ME y en el MO, reflejando mayores aportes alóctonos al sistema que en las otras estaciones. Las precipitaciones incorporan Hg^{2+} disuelto a la columna de agua, tanto por precipitación húmeda como a través de la escorrentía desde la cuenca (Engstrom 2007; Selin 2009). Por lo tanto, este aumento de Hg^{2+} es consistente con la hipótesis del ingreso del Hg a los niveles tróficos inferiores de la comunidad del plancton a través de la adsorción pasiva, tal como fue mencionado anteriormente (Diéguez *et al.* 2010, 2012).

Los contenidos de THg en los macroinvertebrados variaron en dos órdenes de magnitud en ambos brazos del LPM. Sin embargo, no se observó correlación entre estos contenidos y los valores de $\delta^{15}\text{N}$, lo que indica que la concentración de Hg en esta comunidad es independiente del nivel trófico. De esta manera se observó que *Chilina sp.* presentó tanto las [THg] más bajas como las más altas de esta comunidad ($0,047 \mu\text{g g}^{-1}$ PS y $3,44 \mu\text{g g}^{-1}$ PS) a pesar de sus bajos valores de $\delta^{15}\text{N}$, y *Aegla sp.* ($(0,300 \pm 0,074) \mu\text{g g}^{-1}$ PS) y *S. spinifrons* ($(0,304 \pm 0,326) \mu\text{g g}^{-1}$ PS), cuyos valores de $\delta^{15}\text{N}$ fueron de los más elevados entre los macroinvertebrados, exhibieron [THg] bajas comparadas con otros

grupos de niveles tróficos inferiores tales como los oligoquetos ($(1,71 \pm 2,15) \mu\text{g g}^{-1} \text{PS}$) y las larvas de quironómidos ($(1,28 \pm 1,01) \mu\text{g g}^{-1} \text{PS}$).

Como se mencionó anteriormente, el perifiton es una fuente importante de Hg y de otros metales para el compartimento bentónico de las tramas tróficas de lagos. Los macroinvertebrados raspadores/pastoreadores incorporan estos metales al consumir perifiton ya que los mismos están asociados a los componentes bióticos (algas y bacterias) y abióticos (material detrítico) del perifiton (Frag *et al.* 2008). Por lo tanto, las elevadas [THg] observadas en *Chilina* sp. y en otros organismos raspadores/pastoreadores (e.g. larvas de tricópteros y plecópteros) en el LPM podrían estar asociadas al consumo de perifiton, el cual presenta contenidos de THg altos en ambos brazos. Cabe destacar que aunque las larvas de tricópteros y plecópteros no fueron identificadas, y por lo tanto se desconoce su grupo funcional, estas presentaron altas [THg], lo que las relacionaría con un posible consumo de perifiton. Sin embargo, se debe tener cautela al comparar muestras compuestas por ejemplares de diferentes grupos funcionales, dado que los hábitos alimenticios de los macroinvertebrados bentónicos determinan la eficiencia de la bioacumulación de los metales (Timmermans *et al.* 1989). Una muestra compuesta de una gran proporción de raspadores/pastoreadores probablemente tendrá una mayor concentración de metales ya que es el grupo funcional que más metales bioacumula dado que se alimenta de perifiton (Frag *et al.* 1998).

Mason *et al.* (2000) observó bajas concentraciones de THg en camarones de río colectados en ríos de Maryland (Estados Unidos) y lo relacionó con sus hábitos omnívoros. Por lo tanto, los bajos contenidos de THg observados en *S. spinifrons* y *Aegla* sp. en comparación con otros macroinvertebrados del LPM, podrían estar reflejando los hábitos omnívoros de estos crustáceos (Burns 1972; Rudolph 2002). Las larvas de quironómidos y los oligoquetos, los cuales están asociados al sedimento y presentan algunas especies detritívoras (Filion & Morin 2000), exhibieron altas [THg], las cuales podrían estar asociadas con los valores elevados de Hg registrados en sedimentos del LPM ($0,4 - 1 \mu\text{g g}^{-1} \text{PS}$, Ribeiro Guevara *et al.* 2005). Parkman & Meili (1991) relacionaron las elevadas concentraciones de THg en macroinvertebrados detritívoros, con los altos contenidos de Hg^{2+} presentes en el sedimento. Además, la metilación

biótica de Hg en los sedimentos anóxicos y su incorporación en los organismos bentónicos es un punto clave en el análisis, en este sentido, se observaron bajos potenciales de metilación en los sedimentos del LPM (Ribeiro Guevara *et al.* 2009).

Al contrario de lo observado con el THg, los contenidos de Se en los macroinvertebrados del MO se incrementaron con el nivel trófico, presentando los hirudíneos y *Aegla* sp las mayores concentraciones de $\delta^{15}\text{N}$. Por otro lado, los contenidos de ambos elementos disminuyeron al aumentar los valores de $\delta^{13}\text{C}$, lo que indicaría una relación entre las concentraciones de ambos elementos y la fuente de carbono de los organismos. Además, no se observó una relación entre las concentraciones de THg y Se, dado que algunos organismos con contenidos altos de Se como *D. chilensis* en el ME ($3,21 \mu\text{g g}^{-1}$ PS), presentaron niveles bajos de THg ($0,342 \mu\text{g g}^{-1}$ PS), las larvas de Odonata en el ME presentaron concentraciones bajas de ambos elementos ([THg] = $0,266 \mu\text{g g}^{-1}$ PS; [Se] = $0,533 \mu\text{g g}^{-1}$ PS) o los oligoquetos en el MO exhibieron contenidos altos de THg ($(1,71 \pm 2,15) \mu\text{g g}^{-1}$ PS) y de Se ($(2,74 \pm 2,80) \mu\text{g g}^{-1}$ PS).

Los invertebrados acuáticos adquieren y bioacumulan elementos como el Hg o el Se tanto del agua circundante como del alimento y, por lo tanto, las concentraciones exhiben una gran variabilidad dependiendo del elemento, del órgano donde se acumula, de la especie, del nivel trófico, de los hábitos alimenticios, del tamaño corporal, de la asociación con el sustrato, y de factores físico-químicos, entre otros (Timmermans *et al.* 1989; Hare 1992; Rainbow 2002). En los macroinvertebrados, el destino de estos elementos dependerá de la fisiología particular del organismo, dado que pueden ser utilizados con fines metabólicos, ser excretados, almacenados o producir efectos tóxicos al unirse a ciertas biomoléculas (Rainbow 2002). Consecuentemente, la variabilidad observada en los contenidos de Se y de Hg en los macroinvertebrados del LPM puede depender de esta diversidad de factores y por lo tanto no exhiben un patrón general con respecto al nivel trófico o al grupo funcional.

Los efectos antagónicos entre el Se y el Hg en macroinvertebrados acuáticos son escasos y los resultados son disímiles. Pelletier (1986) y Patel *et al.* (1988) reportaron que el Se no modera los efectos tóxicos del Hg en bivalvos marinos. Sin embargo, Belzile *et al.* (2006, 2009) encontraron relación entre el Hg y el Se en larvas de efemerópteros y

anfípodos y Bjerregaard & Christensen (2012) mostraron como el Se facilita la eliminación de MeHg en camarones marinos. En el LPM los valores de la relación Se/Hg molar fueron mayores a 1 en todos los macroinvertebrados, lo que podría reflejar una protección del Se hacia la toxicidad del Hg.

En ambos brazos del LPM, tres muestras de Perca Criolla y una de Trucha de Arroyo exhibieron concentraciones de THg en músculo que superaron las restricciones impuestas por el Código Alimentario Argentino (2012) para el consumo de pescado fresco ($2,0 \mu\text{g g}^{-1}$ PS; Artículo 272, Res. 846, 30.7.76) y 15 muestras de Perca Criolla y 1 de Trucha de Arroyo superaron las restricciones al Se ($1,2 \mu\text{g g}^{-1}$ PS; SENASA Res. N°533-10.05.94). Comparando con otros sistemas dulceacuícolas del Hemisferio Norte, las [THg] medidas en la Trucha Marrón del LPM fueron menores que las registradas para la misma especie (Stafford & Haines 1997; Kamman *et al.* 2005; Chasar *et al.* 2008; Jenssen *et al.* 2010); las [THg] en la Trucha de Arroyo fueron en general mayores que las reportadas por Stafford & Haines (1997), Lockhart *et al.* (2005) y Kamman *et al.* (2005) y las [THg] en la Trucha Arco Iris fueron similares a las concentraciones medidas por (Kamman *et al.* (2005) y Kainz *et al.* (2006). Esto muestra que las concentraciones de THg del LPM en estos peces son del mismo orden de magnitud que las registradas en sistemas acuáticos localizados en áreas influenciadas por fuentes antropogénicas de Hg. Por lo tanto, a pesar de que el LPM no está afectado directamente por aportes antropogénicos de Hg, este elemento se encuentra disponible para ser bioacumulado por los organismos, siendo su fuente probablemente de origen natural (e.g. eventos volcánicos e incendios extendidos; Ribeiro Guevara *et al.* 2010) o contaminación global.

Comparando con otros lagos del PNNH (Espejo Chico, Nahuel Huapi, Traful y Guillermo) y del Parque Nacional los Alerces (Krüger, Futalaufquen y Rivadavia), las [THg] en el Bagre Aterciopelado y en la Trucha de Arroyo del LPM fueron las mayores registradas de estos lagos; las [THg] de la Trucha Marrón fueron las menores con respecto a los otros lagos; las de la Trucha Arco Iris fueron menores a las de los lagos Kruger y Nahuel Huapi y las de la Perca Criolla del LPM fueron menores a las del Espejo Chico pero mayores a las del resto de los lagos (Arribére *et al.* 2008; Rizzo *et al.* 2011). El Hg acumulado en los tejidos de los peces puede variar en un amplio rango de concentraciones dependiendo de factores físicos (área de la cuenca, tamaño del lago y

química del agua) (Bodaly *et al.* 1993; Watras *et al.* 1998) y de factores ecológicos (productividad del sistema, posición trófica, hábitos alimentarios, tasa de crecimiento, edad y estructura de la trama trófica) (Wiener *et al.* 1990; Lindqvist *et al.* 1991; Vander Zanden & Rasmussen 1996; Reinfelder *et al.* 1998). Los lagos comparados varían ampliamente en área (desde 0,45 km² para el Lago Espejo Chico hasta 557 km² para el Lago Nahuel Huapi; Aigo *et al.* 2008). Además, las comunidades de peces y de plancton del Lago Rivadavia presentan algunas diferencias en la composición de las especies con respecto a la de los lagos del PNNH. El Puyén Chico está ausente del Lago Rivadavia pero se registra la presencia de la Peladilla (*Aplochiton zebra*) y el zooplancton está caracterizado por *Boeckella michaelsoni*, *Daphnia commutata* y *Parabroteas sarsi* (Reissig *et al.* 2004), las cuales están ausentes en el LPM. Estas diferencias podrían resultar en distintas estructuras de la trama trófica entre los lagos, lo que podría modificar los patrones de bioacumulación y transferencia del Hg. También podría deberse a diferentes tasas de producción de MeHg. Por lo tanto, la ausencia de un patrón distintivo en los contenidos de THg en las mismas especies de peces provenientes de la misma región podrían deberse a los factores previamente mencionados.

En el ME se observó una correlación negativa entre las [THg] y los valores de $\delta^{15}\text{N}$, lo que indica que la concentración de este elemento aumenta con el nivel trófico. Por el contrario, también en el ME, los valores de $\delta^{15}\text{N}$ se correlacionaron negativamente con los contenidos de Se. Esto indicaría que las especies con las mayores concentraciones de THg tienen las menores concentraciones de Se y viceversa. Esto podría estar relacionado con el efecto antagónico que tiene el Se sobre el Hg dado que los valores de Se/Hg molar se correlacionaron negativamente con los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en el ME y en todas las especies de peces los valores de Se/Hg molar fueron mayores a 1. Por lo tanto, estos resultados serían consistentes con los efectos protectores del Se para explicar los bajos contenidos de THg en músculo de Trucha Arco Iris y de Trucha Marrón en relación a sus presas dado que valores de Se/Hg molar mayores a 1 indican exceso de Se y por lo tanto protección del Se hacia la toxicidad del Hg (Sørmo *et al.* 2011; Mulder *et al.* 2012). Estos efectos del Se sobre el Hg fueron evidenciados en estudios recientes en los que se observó la eliminación incrementada de MeHg y THg con un incremento en la toma de Se en peces dulceacuícolas (Belzile *et al.* 2009; Sørmo *et al.* 2011; Bjerregaard *et al.*

2011). Los individuos adultos de Trucha Marrón son considerados altamente piscívoros (Macchi 2004), por lo que es de esperar que bioacumulen Hg en relación a sus presas. Sin embargo, se observó que estos individuos presentaron los menores contenidos de THg de toda la comunidad de peces, incluso dichos contenidos fueron menores que los de sus presas. Esto estaría explicado por el valor elevado de Se/Hg molar registrado en esta especie (16,45), el mayor entre los peces, lo que podría apoyar la hipótesis del efecto antagónico entre el Se y el Hg.

Los contenidos de THg en los en los ejemplares de Puyén Chico recolectados en la zona pelágica del lago (larvas y juveniles de tallas pequeñas), son los más altos registrados en esta comunidad ($(4,76 \pm 4,37) \mu\text{g g}^{-1}$ PS), y en peces en general. Esta especie en sus primeros estadios de desarrollo se alimenta de organismos planctónicos tales como rotíferos y diferentes estadios de *Boeckella gracilipes*, *Ceriodaphnia dubia* y *Bosmina* sp. (Barriga *et al.* 2012). Como ya se mencionó, el plancton presentó las [THg] más elevadas de toda la trama trófica y, además, las [Se] en las tres fracciones de plancton son similares a las del Puyén Chico, siendo ambos elementos potencialmente transferidos hacia el Puyén Chico. Los adultos y juveniles de Puyén Chico alternan entre una dieta litoral durante el día donde se alimentan de insectos pequeños, anfípodos, larvas de quironómidos y plancton litoral, y migran a la zona pelágica durante la noche donde predan sobre *C. dubia* y *Bosmina* sp. (Reissig 2005). Los menores contenidos de THg de los juveniles y adultos de Puyén Chico litorales podría deberse a que sus presas (organismos litorales y plancton F3) tienen menor [THg] que las presas de las larvas y juveniles pelágicos (plancton F2). Esto reflejaría una transición ontogenética desde fracciones de plancton pequeñas con elevadas [THg] a fracciones mayores de plancton y organismos litorales con menores concentraciones de [THg]. Dado que en el LPM el Puyén Chico es una presa importante de los salmónidos y de la Perca Criolla (Macchi *et al.* 2007; Vigliano *et al.* 2009; Juncos *et al.* 2011) y que resulta un enlace importante entre el plancton y estos peces, actuaría como una conexión potencial para la transferencia del THg y del Se hacia los niveles tróficos superiores.

La falta de correlación entre los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y los contenidos de Hg y de Se en los peces de ambos brazos del LPM estaría indicando que las concentraciones de estos elementos son independientes del origen del carbono (litoral o pelágico). McIntyre & Beauchamp (2007) observaron una correlación negativa entre el THg y el $\delta^{13}\text{C}$ en la

trucha degollada (*Oncorhynchus clarkii*) y en Carpas del Norte (*Ptychocheilus oregonensis*) y una correlación positiva en la Perca Amarilla (*Perca flavescens*) del Lago Washington, Estados Unidos. Según estos autores las diferencias en las tendencias serían causadas por diversos cambios ontogenéticos en los hábitos alimenticios de estas especies que enmascaran la influencia de la fuente de carbono en las concentraciones de Hg. Como se observó en el Capítulo 3, los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y de $\delta^{15}\text{N}$ solo reflejaron cambios ontogenéticos en la dieta del Puyén Chico. Como fue discutido, no se observaron este tipo de variaciones en las demás especies de peces estudiadas probablemente por una falta de tallas en los muestreos que integren todo el ciclo de vida. Variaciones ontogenéticas en la dieta de la Trucha Arco Iris del LPM fueron registradas por Juncos *et al.* (2011). Por lo tanto, la falta de correlación entre los valores de $\delta^{13}\text{C}$, THg y Se estaría dada porque no llegan a reflejar los cambios ontogenéticos en la dieta.

Las [THg] y [Se] en juveniles de Trucha Arco Iris fueron mayores que las de los adultos y una situación inversa se observó entre los juveniles y adultos de Trucha de Arroyo. Sin embargo, las diferencias en las concentraciones de THg entre los juveniles y adultos de ambas especies no fueron significativas. En general, cuando los peces presentan una variación ontogenética hacia una dieta piscívora al aumentar la talla, las [THg] también aumentan observándose biomagnificación entre niveles tróficos. En este sentido, Gantner *et al.* (2010) observaron que los juveniles de la Trucha Alpina (*Salvelinus alpinus*) de 18 lagos del norte de Canadá, presentaron contenidos de Hg más bajos que los adultos, lo que se relaciona con el menor nivel trófico. Como se detalló en el Capítulo 2, la posición trófica estimada entre los juveniles y adultos de Trucha de Arroyo fue similar, lo que explicaría la similitud en [THg].

Numerosos estudios evidenciaron que el Hg tiende a biomagnificarse en las tramas tróficas de los sistemas dulceacuícolas, tales como el Lago Murray, Papúa Nueva Guinea (Bowles *et al.* 2001), el Lago Washington, Estados Unidos (McIntyre & Beauchamp 2007), el Lago Tanganyika, Tanzania (Campbell *et al.* 2008) y el Lago Ontario, Canadá (Zhang *et al.* 2012). En el ME la correlación entre el Log[THg] y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ fue negativa y no se observó ningún tipo de relación entre esas variables en el MO. Las tasas de biomagnificación obtenidas a través de la correlación entre el Log[THg] y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ varían típicamente entre 0,2 y 0,3 tanto para sistemas

dulceacuícolas y marinos, de latitudes árticas, tropicales y templadas (Campbell *et al.* 2005) y la registrada en el ME fue de -0,08. La ausencia de biomagnificación del THg en la trama trófica del LPM podría deberse a 1) que los peces de mayor nivel trófico migran frecuentemente entre los brazos del LPM, los cuales podrían presentar diferentes contenidos de Hg biodisponible; 2) el THg biomagnifica en cadenas tróficas individuales, pero es encubierta por las concentraciones de THg variables en las presas; 3) algunos de los niveles tróficos inferiores poseen contenidos de THg particularmente elevados, los cuales no están biodisponibles y por lo tanto no son transferidos a los niveles tróficos superiores; 4) las tasas de biomagnificación del THg a través de la trama trófica serían atenuadas posiblemente por la relación Hg-Se.

En el Capítulo 3 se observó que en el ME y en el MO los peces poseen diferentes señales isotópicas de nitrógeno y de carbono, lo que estaría indicando que el desplazamiento de los mismos entre los dos brazos es limitado. Por lo tanto la ausencia de biomagnificación del Hg en la trama trófica del LPM no sería causada por la migración de los peces de los niveles tróficos superiores tal como fue sugerido en el punto 1). Al analizar más detalladamente la transferencia de THg desde las presas hacia los peces con mayor posición trófica en el LPM, Perca Criolla y salmónidos, se observó que el THg se incrementó con el nivel trófico solamente en la Perca Criolla. Por tanto, la hipótesis 2) no explicaría la biodilución del THg observada en la trama trófica del LPM. En ambos brazos del LPM la ausencia de biomagnificación del THg y su correlación negativa con el $\delta^{13}\text{C}$, demostrarían la importancia de la zona pelágica para el ingreso del Hg a la trama trófica. Las concentraciones de mercurio en las fracciones menores del plancton son las más elevadas de toda la trama trófica y, como fue comentado previamente, la mayor proporción de este elemento se presentaría en la forma inorgánica (Hg^{2+}), la cual no sería biodisponible y transferible eficientemente a los niveles tróficos superiores. Sin embargo, estos elevados niveles de THg en los niveles tróficos inferiores podrían estar enmascarando la biomagnificación de la forma orgánica (MeHg). En estudios preliminares en plancton del LPM se observaron contenidos bajos de MeHg en F1, los cuales se incrementaron con el tamaño de la fracción (y nivel trófico) (Arcagni *et al. en revisión*). Por lo tanto, el MeHg podría estar biomagnificando en la trama trófica del LPM, pero como no se tiene datos de este compuesto en macroinvertebrados y peces no es posible confirmar esta tendencia. Esto validaría la

hipótesis 3) por la cual la ausencia de biomagnificación en la trama trófica del LPM podría estar dada por los elevados contenidos de Hg inorgánico en los niveles tróficos inferiores, los cuales no son transferidos a los niveles superiores. En relación a la hipótesis 4), un factor potencial asociado con la baja transferencia de THg hacia los niveles más altos de la trama trófica podría ser la alta disponibilidad de Se para la biota del LPM, lo que estaría evidenciado por los valores de Se/Hg molar mayores que 1 en la mayoría de los organismos. Varios estudios experimentales han demostrado que el Se captura al Hg en compuestos estables en los tejidos y puede estar asociado con el incremento de la eliminación de MeHg gracias al elevado Se dietario en los peces (Sørmo *et al.* 2011; Mulder *et al.* 2012). Por tanto, esta hipótesis, junto con la anterior, podrían explicar los bajos contenidos de THg en los niveles tróficos superiores en relación con los inferiores.

A diferencia del Hg, el Se no tiene patrones de biomagnificación consistentes en la literatura (Campbell *et al.* 2005); sin embargo, algunos estudios encontraron relaciones positivas con el $\delta^{15}\text{N}$ (Gantner *et al.* 2009). Esto podría estar asociado con las formas de Se presentes en los sistemas y con el mecanismo primario de exposición de la fuente primaria de Se en el cuerpo de agua (Orr *et al.* 2006). En el LPM el Se y el THg están correlacionados negativamente con el $\delta^{13}\text{C}$, lo que sugiere que los organismos pelágicos (en general empobrecidos en ^{13}C) son claves para el ingreso de ambos elementos a la trama trófica, los cuales no son transferidos a los niveles tróficos superiores de la misma.

En este trabajo se observó que los organismos del LPM bioacumulan THg en distintas concentraciones, siendo estas en general mayores en los niveles tróficos inferiores y menores en los superiores, lo que provoca una biodilución del THg al transferirse entre niveles tróficos sucesivos. La ausencia de biomagnificación del THg a través de la trama trófica del LPM es una situación inusual comparada con otros sistemas acuáticos del mundo (e.g. Bowles *et al.* 2001; McIntyre & Beauchamp 2007; Campbell *et al.* 2008; Zhang *et al.* 2012). Esta situación podría estar causada por los altos niveles de THg en su forma orgánica observados en el plancton y la acción detoxificadora del Se hacia el Hg. Los contenidos elevados de THg en plancton no serían transferidos eficientemente a los niveles tróficos superiores, con lo cual se observó que los peces tienen contenidos de THg similares o menores a los de sus presas. Además, la

alta biodisponibilidad del Se para los organismos, resulta en valores de Se/Hg mayores a 1, los cuales son indicativos del efecto antagonístico del Se hacia la toxicidad del Hg. Por lo tanto, el Se jugaría un rol importante en la regulación de la transferencia de THg en todos los niveles de la trama trófica del LPM. Las bajas concentraciones de THg registradas en los salmónidos y en la Perca Criolla en relación a sus presas podrían estar relacionadas con la acción detoxificadora del Se hacia el Hg.

Dado que el MeHg tiende a biomagnificarse en las tramas tróficas alcanzando concentraciones en los peces piscívoros hasta 10^6 veces mayores que en el agua (Engstrom 2007) es de suma importancia conocer los contenidos de este compuesto en los niveles tróficos superiores para comprender la dinámica del THg en la trama trófica de los sistemas acuáticos. En el LPM no se analizaron los contenidos de MeHg en todos los organismos por no contar con las instalaciones y el equipamiento necesario. Sin embargo, para que sea posible corroborar algunas de las hipótesis expuestas en este capítulo sobre la ausencia de biomagnificación del THg en la trama trófica del LPM, se debería contar con esta información. Las señales isotópicas del carbono y del nitrógeno han sido una herramienta fundamental para interpretar la transferencia del Hg en las distintas comunidades y en la trama trófica de este lago. La relación negativa entre los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y las concentraciones de THg indicarían una fuente pelágica importante de este elemento a la trama trófica y la relación negativa con los valores de $\delta^{15}\text{N}$ en el ME y la falta de relación en el MO sugieren la biodilución del Hg en la trama trófica en el primer caso y la independencia del nivel trófico en el segundo.

CONCLUSIONES GENERALES

- ∞ Los valores de $\delta^{15}\text{N}$ sugirieron que las macrófitas y el perifiton ocupan los niveles tróficos inferiores de la trama trófica del LPM, los macroinvertebrados y el plancton se sitúan en niveles tróficos intermedios y los peces en los niveles tróficos superiores.
- ∞ Dentro de la comunidad de los peces, los salmónidos introducidos y la especie nativa Perca Criolla (*Percichthys trucha*) presentaron la posición trófica más alta con respecto al Puyén Chico (*Galaxias maculatus*), al Puyén Grande (*Galaxias platei*), al Bagre Aterciopelado (*Olivaichthys viedmensis*), al Pejerrey Patagónico (*Odontesthes hatcheri*), y a los juveniles de salmónidos.
- ∞ Los hirudíneos y los decápodos *Samastacus spinifrons* y *Aegla* sp. presentaron la posición trófica más alta de los macroinvertebrados bentónicos, y los moluscos *Chilina* sp y *Diplodon chilensis* la más baja.
- ∞ Los valores de $\delta^{13}\text{C}$ sugieren que el perifiton, los detritos provenientes del ambiente terrestre y las macrófitas sumergidas son posibles fuentes de carbono para los macroinvertebrados bentónicos del LPM y a su vez que éstos son presas potenciales para los peces.
- ∞ Mediante el modelo de mezcla SIAR se determinó que el Puyén Chico es el ítem que contribuye isotópicamente en mayor proporción a la dieta de la Trucha Arco Iris, de la Trucha de Arroyo y de la Perca Criolla. Otras presas (larvas de insectos, decápodos, anfípodos, moluscos y peces juveniles) contribuyeron en menor proporción. Estos resultados son similares a los reportados mediante el análisis de contenidos estomacales publicados para el LPM.
- ∞ La variación espacial observada en los valores de $\delta^{15}\text{N}$, los cuales fueron mayores en todos los organismos del Moreno Este (ME) en relación al Moreno Oeste (MO), podría estar causada por un mayor impacto antropogénico provocado por efluentes cloacales y por la presencia de una piscifactoría en el ME.
- ∞ Los mayores valores de $\delta^{13}\text{C}$ observados en el MO con respecto al ME en peces y zooplancton estarían relacionados con una mayor influencia de carbono alóctono en el MO. Estas diferencias serían transferidas a los niveles tróficos superiores a

través de la dieta, lo que fue corroborado por los resultados del modelo de mezcla SIAR.

- ∞ La ausencia de diferencias estacionales en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$ en los peces, probablemente se deba a que el recambio de su tejido muscular es lento y a que los cambios isotópicos tardan en reflejarse.
- ∞ Los cambios estacionales en los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$ registrados en organismos con tasas de recambio de tejidos y ciclos de vida más cortos tales como macrófitas, perifiton, y algunos grupos de macroinvertebrados bentónicos, no presentaron un patrón definido en cada brazo y entre los brazos. Estas variaciones estacionales podrían deberse a cambios en las señales isotópicas del carbono y nitrógeno inorgánico disuelto en el caso de los productores primarios y a variabilidad en las señales isotópicas y en la disponibilidad de las fuentes de alimentos en el caso de los macroinvertebrados.
- ∞ El plancton presentó un patrón estacional en los valores de $\delta^{13}\text{C}$, similar en todas las fracciones y en ambos brazos, registrándose los mayores valores en otoño y los menores en primavera. Estas variaciones fueron relacionadas con un aporte diferencial de carbono alóctono al sistema, el cual varía estacionalmente dependiendo del régimen de precipitaciones.
- ∞ No se observó biomagnificación del mercurio total (THg) desde los niveles tróficos inferiores hasta los peces. Esto podría deberse a que, a pesar de las altas concentraciones THg observadas en los niveles tróficos inferiores (plancton), la mayor proporción del THg sería de la forma inorgánica (Hg^{2+}) la cual no se transfiere eficientemente a través de la dieta hacia los niveles tróficos superiores, a diferencia de lo que ocurre con el metilmercurio (MeHg).
- ∞ Otra posible causa para explicar la ausencia de biomagnificación del THg en la trama trófica del LPM sería la de un posible efecto neutralizador del Se hacia los efectos tóxicos del Hg. Los valores resultantes de la relación entre el Se molar y el Hg molar (Se/Hg molar) fueron mayores a 1,0 en la mayoría de los organismos, especialmente en los peces, indicando exceso de Se en los tejidos y por lo tanto, protección por parte de este elemento.
- ∞ La relación negativa entre los valores de $\delta^{13}\text{C}$ y las concentraciones de THg en ambos brazos del LPM sugiere que las concentraciones de este elemento contaminante son más elevadas en el compartimento pelágico del lago el cual

constituye una fuente importante de Hg a la trama trófica. Por otro lado, la relación negativa del THg con el $\delta^{15}\text{N}$ en el ME sugiere la existencia de la biodilución de este elemento en la trama trófica, en tanto que la ausencia de correlación en el MO sugiere que los contenidos de THg no dependen del nivel trófico de los organismos.

- ∞ En cuanto al análisis de la dinámica de la transferencia del Hg en la trama trófica, contar solamente con el dato de los contenidos totales de mercurio en los organismos no permitió identificar los patrones de distribución del MeHg en los distintos niveles tróficos. Es importante contar con la información sobre los contenidos de MeHg por ser un compuesto altamente tóxico el cual se transfiere a través de la dieta y puede acumularse en concentraciones altas en los peces. Dado que la pesca deportiva es una actividad popular en los lagos del Parque Nacional Nahuel Huapi, la presencia de contenidos altos de MeHg en los peces podrían generar un riesgo para la salud de la población humana a través de su consumo.

BIBLIOGRAFÍA

- Adams W.J. & Johnson H.E. 1977. Survey of the selenium content in the aquatic biota of western Lake Erie. *Journal of Great Lakes Research* **3**: 10–14.
- Aigo J., Cussac V., Peris S., Ortubay S., Gómez S., López H., Gross M., Barriga J. & Battini M. 2008. Distribution of introduced and native fish in Patagonia (Argentina): patterns and changes in fish assemblages. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* **18**: 387–408.
- Albers P.H. & Camardese M.B. 1993. Effects of acidification on metal accumulation by aquatic plants and invertebrates. 1. Constructed wetlands. *Environmental Toxicology & Chemistry* **12**: 959–967.
- Alcorlo Pagés, P. 2005. Capítulo 19: Distintas aplicaciones de isótopos estables ($\delta^{13}\text{C}$ y $\delta^{15}\text{N}$) en el estudio de ecosistemas acuáticos continentales. En: Alcorlo P., Redondo R. & Toledo J. (Eds.), Nuevas técnicas metodológicas aplicadas al estudio de los sistemas ambientales: los isótopos estables. Universidad Autónoma de Madrid, Madrid, España, págs. 319–342.
- Alfaro A.C., Thomas F., Sergent L. & Duxbury M. 2006. Identification of trophic interactions within an estuarine food web (northern New Zealand) using fatty acid biomarkers and stable isotopes. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* **70**: 271–286.
- Al-Reasi H.A., Ababneh F.A. & Lean D.R. 2007. Evaluating mercury biomagnification in fish from a tropical marine environment using stable isotopes ($\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$). *Environmental Toxicology & Chemistry* **26**: 1572–1581.
- Altabet M.A. & Small L.F. 1990. Nitrogen isotopic ratios in fecal pellets produced by marine zooplankton. *Geochimica et Cosmochimica Acta* **54**: 155–163.
- Anderson C. & Cabana G. 2007. Estimating the trophic position of aquatic consumers in river food webs using stable nitrogen isotopes. *Journal of the North American Benthological Society* **26**: 273–285.
- Añón Suárez D. 1991. Distribución de bentos del lago Escondido (Río Negro, Argentina) con especial énfasis en los quironómidos (Díptera, Chironomidae). *Studies on Neotropical Fauna and Environment* **26**: 149–157.
- Arcagni M., Campbell L., Arribére M.A., Marvin-DiPasquale M., Rizzo A. & Ribeiro Guevara S. 2013. Differential mercury transfer in the aquatic food web of a double basined lake associated with selenium and habitat. *Science of the Total Environment*. *En prensa*.
- Arndt H. 1993. Rotifers as predators on components of the microbial web (bacteria, heterotrophic flagellates, ciliates) – a review. *Hydrobiologia* **255/256**: 231–246.
- Arribére M.A., Ribeiro Guevara S., Bubach D.F. & Vigliano P.H. 2006. Trace elements as fingerprint of lake of provenance and of species of some native and exotic fish of northern Patagonian lakes. *Biological Trace Element Research* **111**: 71–95.
- Arribére M.A., Ribeiro Guevara S., Bubach D.F., Arcagni M. & Vigliano P.H. 2008. Selenium and mercury in native and introduced fish species of Patagonian lakes, Argentina. *Biological Trace Element Research* **122**: 42–63.

- Arribére M.A., Campbell L.M., Rizzo A.P., Arcagni M., Revenga J. & Ribeiro Guevara S. 2010a. Trace elements in plankton, benthic organisms, and forage fish of Lake Moreno, Northern Patagonia, Argentina. *Water, Air, and Soil Pollution* **212**: 167–182.
- Arribére M.A., Diéguez M.C., Ribeiro Guevara S., Queimaliños C.P., Fajon V., Reissig M. & Horvat M. 2010b. Mercury in an ultraoligotrophic North Patagonian Andean lake (Argentina): concentration patterns in different components of the water column. *Journal of Environmental Sciences* **22**: 1171–1178.
- Atkinson E.G. & Percy J.A. 1992. Diet comparison among demersal marine fish from the Canadian Arctic. *Polar Biology* **11**: 567–573.
- Auerswald K., Wittmer M.H.O.M., Zazzo A., Schaufele R. & Schnyder H. 2010 Biases in the analysis of stable isotope discrimination in food webs. *Journal of Applied Ecology* **47**: 936–941.
- Baeta A., Pinto R., Valiela I., Richard P., Niquil N. & Marques J.C. 2009. $\delta^{15}\text{N}$ and $\delta^{13}\text{C}$ in the Mondego estuary food web: seasonal variation in producers and consumers. *Marine Environmental Research* **67**: 109–116.
- Baigún C. & Marinone M.C. 1995. Cold-temperate lakes of South America: Do they fit northern hemisphere models? *Archiv für Hydrobiologie* **135**: 23–51.
- Baines S.B., Fisher N.S. & Stewart R. 2002. Assimilation and retention of selenium and other trace elements from crustacean food by juvenile Striped Bass (*Morone saxatilis*). *Limnology and Oceanography* **47**: 646–655.
- Balseiro E.G., Modenutti B.E. & Queimaliños C.P. 2001. Feeding of *Boeckella gracilipes* (Copepoda, Calanoida) on ciliates and phytoflagellates in an ultraoligotrophic Andean lake. *Journal of Plankton Research* **23**: 849–857.
- Balseiro E.G., Queimaliños C.P. & Modenutti B.E. 2004. Impacto del pastoreo sobre picoplancton autotrófico en dos lagos andinos (Patagonia, Argentina) con diferentes relaciones luz:nutrientes. *Revista Chilena de Historia Natural* **77**: 73–85.
- Barriga J.P., Battini M.A., García-Asorey M., Carrea C., Macchi P.J. & Cussac V.E. 2012. Intraspecific variation in diet, growth, and morphology of landlocked *Galaxias maculatus* during its larval period: the role of food availability and predation risk. *Hydrobiologia* **679**: 27–41.
- Beaudoin C.P., Tonn W.M., Prepas E.E. & Wassenaar L.I. 1999. Individual specialization and trophic adaptability of Northern Pike (*Esox lucius*): an isotope and dietary analysis. *Oecologia* **120**: 386–396.
- Beaudoin C.P., Prepas E.E., Tonn W.M., Wassenaar L.I. & Kotak B.G. 2001. A stable carbon and nitrogen isotope study of lake food webs in Canada's Boreal Plain. *Freshwater Biology* **46**: 465–477.
- Belzile N.Y., Chen W., Gunn J.M., Tong J., Alarie Y., Delonchamp T. & Lang C.Y. 2006. The effect of selenium on mercury assimilation by freshwater organisms. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* **63**: 1–10.
- Belzile N., Chen W.Y., Yang D.I., Truong H.Y.T. & Zhao Q.X. 2009. Selenium bioaccumulation in freshwater organisms and antagonistic effect against mercury assimilation. *Environmental Bioindicators* **4**: 203–211.

- Benner R., Fogel M.L., Sprague E.K. & Hodson R.E. 1987. Depletion of ^{13}C in lignin and its implications for stable carbon isotope studies. *Nature* **329**: 708–710.
- Bjerregaard P., Andersen B.W. & Rankin J.C. 1999. Retention of methyl mercury and inorganic mercury in Rainbow Trout *Oncorhynchus mykiss* (W): effect of dietary selenium. *Aquatic Toxicology* **45**: 171–180.
- Bjerregaard P., Fjordside S., Hansen M.G. & Petrova M.B. 2011. Dietary selenium reduces retention of methyl mercury in freshwater fish. *Environmental Science & Technology* **45**: 9793–9798.
- Bjerregaard P. & Christensen A. 2012. Selenium reduces the retention of methyl mercury in the Brown Shrimp *Crangon crangon*. *Environmental Science & Technology* **46**: 6324–6329.
- Boening D.W. 2000. Ecological effects, transport, and fate of mercury: a general review. *Chemosphere* **40**: 1335–1351.
- Boon P.I. & Bunn S.E. 1994. Variations in the stable isotope composition of aquatic plants and their implications for food web analysis. *Aquatic Botany* **48**: 99–108.
- Borderelle A.L., Gerdeaux D., Giraudoux P. & Verneaux V. 2009. Influence of watershed's anthropogenic activities on fish nitrogen and carbon stable isotope ratios in nine French lakes. *Knowledge and Management of Aquatic Ecosystems* **392**: 13 págs.
- Bosnia A.S., Kaisin F.J. & Tablado A. 1990. Population dynamics and production of the freshwater snail *Chilina gibbosa* Sowerby 1841 (Chilinidae, Pulmonata) in a North-Patagonian reservoir. *Hydrobiologia* **190**: 97–110.
- Boudou A. & Ribeyre F. 1997. Mercury in the food web: accumulation and transfer mechanisms. *Metal Ions in Biological Systems* **34**: 289–319.
- Bowles K.C., Apte S.C., Maher W.A., Kawei M. & Smith R. 2001. Bioaccumulation and biomagnification of mercury in lake Murray, Papua New Guinea. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* **58**: 888–897.
- Brand C. & Miserendino M.L. 2012. Life cycle phenology, secondary production, and trophic guilds of caddisfly species in a lake–outlet stream of Patagonia. *Limnologica* **42**: 108–117.
- Branković S., Pavlović–Muratspahić D., Topuzović M., Glišić R., Banković D. & Stanković M. 2011. Environmental study of some metals on several aquatic macrophytes. *African Journal of Biotechnology* **10**: 11956–11965.
- Branstrator D.K., Mwebaza–Ndawula L. & Montoya J.P. 2003. Resource–consumer relationships in Lake Victoria, East Africa. *Hydrobiologia* **493**: 27–34.
- Brugni N. & Viozzi G. 2006. La almeja de agua dulce: su importancia ecológica. *Desde la Patagonia, difundiendo saberes* **3**: 26–31.
- Bubach D.F. 2010. Elementos traza en peces de los lagos patagónicos: línea de base, distribución global e impacto antrópico. Tesis Doctoral, Universidad Nacional de la Plata. La Plata, Buenos Aires, Argentina,
- Bunn S.E. & Boon P.I. 1993. What sources of organic carbon drive food webs in billabongs? A study based on stable isotope analysis. *Oecologia* **96**: 85–94.

- Buria L., Walde S.J., Battini M., Macchi P.J., Alonso M., Ruzzante D.E. & Cussac V.E. 2007. Movement of a South American Perch *Percichthys trucha* in a mountain Patagonian lake during spawning and prespawning periods. *Journal of Fish Biology* **70**: 215–230.
- Burns J.W. 1972. The distribution and life history of South American freshwater crabs (*Aegla*) and their role in trout streams and lakes. *Transactions of the American Fisheries Society* **4**: 595–607.
- Cabana G. & Rasmussen J.B. 1994. Modeling food chain structure and contaminant bioaccumulation using stable nitrogen isotopes. *Nature* **372**: 255–373.
- Cabana G. & Rasmussen J.B. 1996. Comparison of aquatic food chains using nitrogen isotopes. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA* **93**: 10844–10847.
- Campbell L.M., Schindler D.W., Muir D.C.G., Donald D.B. & Kidd K.A. 2000. Organochlorine transfer in the food web of subalpine Bow Lake, Banff National Park. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **57**: 1258–1269.
- Campbell L.M., Hecky R.E. & Wandera S.B. 2003a. Stable isotope analyses of food web structure and fish diet in Napoleon and Winam Gulfs, Lake Victoria, East Africa. *Journal of Great Lakes Research* **29**: 243–257.
- Campbell L.M., Hecky R.E., Nyaundi J., Muggide R. & Dixon D.G. 2003b. Distribution and food-web transfer of mercury in Napoleon and Winam Gulfs, Lake Victoria, East Africa. *Journal of Great Lakes Research* **29**: 267–282.
- Campbell L.M., Norstrom R.J., Hobson K.A., Muir D.C.G., Backus S. & Fisk A.T. 2005. Mercury and other trace elements in a pelagic arctic marine food web (Northwater Polynya, Baffin Bay). *Science of the Total Environment* **351–352**: 247–263.
- Campbell L., Verburg P., Dixon D.G. & Hecky R.E. 2008. Mercury biomagnification in the food web of Lake Tanganyika (Tanzania, East Africa). *Science of the Total Environment* **402**: 184–191.
- Caravati E., Callieri C., Modenutti B., Corno G., Balseiro E., Bertoni R. & Michaud L. 2010. Picocyanobacterial assemblages in ultraoligotrophic Andean lakes reveal high regional microdiversity. *Journal of Plankton Research* **32**: 357–366.
- Cardwell A.J., Hawker D.W. & Greenway M. 2002. Metal accumulation in aquatic macrophytes from southeast Queensland, Australia. *Chemosphere* **48**: 653–663.
- Caut S., Angulo E. & Courchamp F. 2009. Variation in discrimination factors ($\Delta^{15}\text{N}$ and $\Delta^{13}\text{C}$): the effect of diet isotopic values and applications for diet reconstruction. *Journal of Applied Ecology* **46**: 443–453.
- Caut S., Angulo E., Courchamp F. & Figuerola J. 2010. Trophic experiments to estimate isotope discrimination factors. *Journal of Applied Ecology* **47**: 948–954.
- Cervellini P.M., Battini M.A. & Cussac V.E. 1993. Ontogenetic shifts in the diet of *Galaxias maculatus* (Galaxiidae) and *Odontesthes microlepidotus* (Atherinidae). *Environmental Biology of Fish* **36**: 283–290.
- Ciancio J.E., Pascual M.A., Lancelotti J., Rossi C.M.R. & Botto F. 2005. Natural colonization and establishment of a Chinook Salmon, *Oncorhynchus tshawytscha*, population in the Santa Cruz River, an Atlantic basin of Patagonia. *Environmental Biology of Fishes* **74**: 219–227.

- Ciancio J.E., Pascual M.A., Botto F., Frere E. & Iribarne O. 2008a. Trophic relationships of exotic anadromous salmonids in the southern Patagonian Shelf as inferred from stable isotopes. *Limnology and Oceanography* **53**: 788–798.
- Ciancio J.E., Pascual M.A., Botto F., Amaya–Santi M., O’Neill S., Riva Rossi C. & Iribarne O. 2008b. Stable isotope profiles of partially migratory salmonid populations in Atlantic rivers of Patagonia. *Journal of Fish Biology* **72**: 1708–1719.
- Chasar L.C., Scudder B.C., Bell A.H., Wentz D.A. & Brigham M.E. 2008. Total mercury, methylmercury, and carbon and nitrogen stable isotope data for biota from selected streams in Oregon, Wisconsin, and Florida, 2002–04. USGS Report N°349.
- Chen C.Y., Stemberg R.S., Klaue B., Blum J.D., Pickhardt P.C. & Folt C.L. 2000. Accumulation of heavy metals in food web components across a gradient of lakes. *Limnology and Oceanography* **45**: 1525–1536.
- Chen C.Y., Stemberg R.S., Kamman N.C., Mayes B.M. & Folt C.L. 20005. Patterns of Hg bioaccumulation and transfer in aquatic food webs across multi–lake studies in the northeast US. *Ecotoxicology* **14**: 135–147.
- Chen C.Y., Kamman N., Williams J., Bugge D., Taylor V., Jackson B. & Miller E. 2012. Spatial and temporal variation in mercury bioaccumulation by zooplankton in Lake Champlain (North America). *Environmental Pollution* **161**: 343–349.
- Clarke L.R., Vidergar D.T. & Bennett D.H. 2005. Stable isotopes and gut content show diet overlap among native and introduced piscivores in a large oligotrophic lake. *Ecology of Freshwater Fish* **14**: 267–277.
- Cleckner L.B., Back R., Gorski P.R., Hurley J.P. & Byler S. 2003. Seasonal and size–specific distribution of methylmercury in seston and zooplankton of two contrasting great lakes embayments. *Journal of Great Lakes Research* **29**: 134–144.
- Código Alimentario Argentino Ley 18282, Decreto N° 2126/71. Actualizado 2012. Capítulo 6: Artículos 247 al 519. Alimentos cárneos y afines, 67 págs.
- Cole J.J., Carpenter S.R., Pace M.L., Van de Bogert M.C., Kitchell, J.L. & Hodgson J.R. 2006. Differential support of lake food webs by three types of terrestrial organic carbon. *Ecology Letters* **9**: 558–568.
- Coplen T.B. 1996. New guidelines for reporting stable hydrogen, carbon and oxygen isotope-ratio data. *Geochimica et Cosmochimica Acta* **60**: 3359–3360.
- Corbisier T.N., Soares L.S.H., Petti M.A.V., Muto E.Y., Silva J., McClelland J. & Valiela I. 2006. Use of isotopic signatures to assess the food web in a tropical shallow marine ecosystem of Southeastern Brazil. *Aquatic Ecology* **40**: 381–390.
- Cortés E. 1997. A critical review of methods of studying fish feeding based on analysis of stomach contents: application to elasmobranch fishes. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **54**: 726–738.
- Craig H. 1953. The geochemistry of the stable carbon isotopes. *Geochimica et Cosmochimica Acta* **3**: 53–92.
- Cremona F., Hamelin S., Planas D. & Lucotte M. 2009. Sources of organic matter and methylmercury in littoral macroinvertebrates: a stable isotope research. *Biogeochemistry* **94**: 81–94.

- Cremona F., Planas D. & Lucotte M. 2010. Influence of functional feeding groups and spatiotemporal variables on the $\delta^{15}\text{N}$ signature of littoral macroinvertebrates. *Hydrobiologia* **647**: 51–61.
- Davenport S.R. & Bax N.J. 2002. A trophic study of a marine ecosystem off southeastern Australia using stable isotopes of carbon and nitrogen. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **59**: 514–530.
- Dawson T.E., Mambelli S., Plamboeck A.H., Templer P.H. & Tu K.P. 2002. Stable isotopes in plant ecology. *Annual Review of Ecology and Systematics* **33**: 507–559.
- Dehn L.A., Follmann E.H., Thomas D.L., Sheffield G.G., Rosa C., Duffy L.K. & O'Hara T.M. 2006. Trophic relationships in an arctic food web and implications for trace metal transfer. *Science of the Total Environment* **362**: 103–123.
- del Giorgio P.A. & France R.L. 1996. Ecosystem-specific patterns in the relationship between zooplankton and POM or microplankton $\delta^{13}\text{C}$. *Limnology and Oceanography* **41**: 359–365.
- Del Valle A.E. & Núñez P. 1990. Los peces de la provincia del Neuquén. Editorial Hemisferio Sur S.A., Buenos Aires, Argentina, 86 págs.
- DeNiro M.J. & Epstein S. 1977. Mechanism of carbon isotope fractionation associated with lipid synthesis. *Science* **197**: 261–263.
- DeNiro M.J. & Epstein S. 1978. Influence of diet on the distribution of carbon isotopes in animals. *Geochimica et Cosmochimica Acta* **42**: 495–506.
- DeNiro M.J. & Epstein S. 1981. Influence of diet on the distribution of nitrogen isotopes in animals. *Geochimica et Cosmochimica Acta* **45**: 341–351.
- Díaz Villanueva V., Albariño R. & Modenutti B. 2004. Grazing impact of two aquatic invertebrates on periphyton from an Andean–Patagonian stream. *Archiv für Hydrobiologie* **159**: 455–471.
- Diéguez M.C., Ribeiro Guevara S., Queimaliños C.P., Marvin–DiPasquale M., Soto Cárdenas C. & Arribére M.A. 2010. Inorganic mercury uptake by plankton in oligotrophic lakes of Patagonia (Argentina): does the quality of dissolved organic carbon matter? Proceedings of the 15th International Conference on Heavy Metals in the Environment, Gdansk, Poland.
- Diéguez M.C., Soto Cárdenas C., Ribeiro Guevara S., Marvin–DiPasquale M., Gereá M. Arribére M.A. & Queimaliños C.P., 2012. Inorganic mercury (Hg^{2+}) uptake by different plankton fractions of Andean Patagonian lakes (Argentina). Proceedings of the 16th International Conference on Heavy Metals in the Environment, Rome, Italy.
- Dimitri M.J. 1977. Pequeña flora ilustrada de los Parques Nacionales Andino–Patagónicos. Separata de Anales de Parques Nacionales, Tomo XIII. Buenos Aires, Argentina, 122 págs.
- Doi H. 2009. Spatial patterns of autochthonous and allochthonous resources in aquatic food webs. *Population Ecology* **51**: 57–64.
- Dolenec T., Lojen S., Lambaša Ž. & Dolenec M. 2006. Effects of fish farm loading on sea grass *Posidonia oceanica* at Vrgada Island (Central Adriatic): a nitrogen stable isotope study. *Isotopes in Environmental and Health Studies* **42**: 77–85.

- Domínguez E. & Fernández H.R. (Eds.). 2009. Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos. Sistemática y Biología. Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina, 656 págs.
- Drenner R.W. & Hambright K.D. 2002. Piscivores, trophic cascades, and lake management. *TheScientificWorldJournal* **2**: 284–307.
- Eisler R. 1987. Mercury hazards to fish, wildlife, and invertebrates: a synoptic review. *Biological Report* **85**: 63 págs.
- El lago Moreno padece por los líquidos cloacales. (Febrero, 2005). *Diario Río Negro Online*, Consultada Septiembre 2012, <http://www1.rionegro.com.ar/arch200502/01/m01j05.php>
- Eloranta A.P., Kahilainen K.K. & Jones R.I. 2010. Seasonal and ontogenetic shifts in the diet of Arctic Charr *Salvelinus alpinus* in a subarctic lake. *Journal of Fish Biology* **77**: 80–97.
- Engstrom D.R. 2007. Fish respond when the mercury rises. *Proceedings of the National Academy of Sciences* **104**: 16394–16395.
- Epele L.B. & Miserendino M.L. 2011. Life cycle, production and habitat selection of *Notoperla fasciata* and *N. magnaspina* (Plecoptera: Gripopterygidae) in a headwater Patagonian stream. *Fundamental and Applied Limnology* **178/3**: 219–229.
- Epele L.B., Miserendino M.L. & Pessacq P. 2011. Life history, seasonal variation and production of *Andesiops torrens* (Lugo–Ortiz and McCafferty) and *Andesiops peruvianus* (Ulmer) (Ephemeroptera: Baetidae) in a headwater Patagonian stream. *Limnologica* **41**: 57–62.
- Farag A.M., Woodward D.F., Goldstein J.N., Brumbaugh W. & Meyer J.S. 1998. Concentrations of metals associated with mining waste in sediments, biofilm, benthic macroinvertebrates, and fish from the Coeur D'Alene river basin, Idaho. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* **34**: 119–127.
- Farquar G.D. 1983. On the nature of carbon isotope discrimination in C₄ species. *Australian Journal of Plant Physiology* **10**: 205–226.
- Fellerhoff C., Voss M. & Wantzen K.M. 2003. Stable carbon and nitrogen isotope signatures of decomposing tropical macrophytes. *Aquatic Ecology* **37**: 361–375.
- Fernández D.A., Ciancio J., Ceballos S.G., Riva–Rossi C. & Pascual M.A. 2010. Chinook Salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*, Walbaum 1792) in the Beagle Channel, Tierra del Fuego: the onset of an invasion. *Biological Invasions* **12**: 2991–2997.
- Filion A. & Morin A. 2000. Effect of local sources on metal concentrations in littoral sediments and aquatic macroinvertebrates of the St. Lawrence River, near Cornwall, Ontario. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **57**: 113–125.
- Finlay J.C., Power M.E. & Cabana G. 1999. Effects of water velocity on algal carbon isotope ratios: Implications for river food web studies. *Limnology and Oceanography* **44**: 1198–1203.
- Finlay J.C. 2004. Patterns and controls of lotic algal stable carbon isotope ratios. *Limnology and Oceanography* **49**: 850–861.
- Finlay J.C. & Kendall C. 2007. Chapter 10: Stable isotope tracing of temporal and spatial variability in organic matter sources to freshwater ecosystems. En: Michener R. &

- Lajtha K (Eds.), Stable isotopes in ecology and environmental science. Blackwell Publishing, Oxford, UK, págs. 283–333.
- Finlay J.C., Sterner R.W. & Kumar S. 2007. Isotopic evidence for in-lake production of accumulating nitrate in Lake Superior. *Ecological Applications* **17**: 2323–2332.
- Fitzgerald W.F., Vandal G.M., Mason R.P. & Dulac F. 1994. Air–water cycling of mercury in lakes. En: Mercury Pollution–Integration and Synthesis. Watras C.J. & Huckabee J.W. (Eds.). CRC Press, Boca Ratón, FL, USA, págs. 203–220.
- Firestone R.B. & Shirley V. 1996. Table of Isotopes. John Wiley & Sons, New York, USA.
- Fitzgerald W.F. & Mason R.P. 1997: Biogeochemical cycling of mercury in the marine environment. *Metal Ions in Biological Systems* **34**: 53–111.
- Fitzgerald W.F., Engstrom D.R., Mason R.P. & Nater E.A. 1998. The case for atmospheric mercury contamination in remote areas. *Environmental Science & Technology* **32**: 1–12.
- France R.L. 1995a. Differentiation between littoral and pelagic food webs in lakes using carbon isotopes. *Limnology and Oceanography* **40**: 1310–1313.
- France R.L. 1995b. Carbon–13 enrichment in benthic compared to planktonic algae: foodweb implications. *Marine Ecology Progress Series* **124**: 307–312.
- France R.L. 1995c. Stable isotopic survey of the role of macrophytes in the carbon flow of aquatic foodwebs. *Vegetatio* **124**:67–72.
- France R.L. & Peters R.H. 1997. Ecosystem differences in the trophic enrichment of ¹³C in aquatic food webs. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **54**: 1255–1258.
- France R.L. 1999. Relationships between DOC concentration and epilithon stable isotopes in boreal lakes. *Freshwater Biology* **41**: 101–105.
- Fry B., Mumford P.L., Tam F., Fox D.D., Warren G.L., Havens K.E. & Steunman A.D. 1999. Trophic position and individual feeding histories of fish from Lake Okeechobee, Florida. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **56**: 590–600
- Gantner N., Power M., Babaluk J.A., Reist J.D., Köck G., Lockhart L.W., Solomon K.R. & Muir D.C.G. 2009. Temporal trends of mercury, cesium, potassium, selenium, and thallium in Arctic Char (*Salvelinus alpinus*) from lake Hazen, Nunavut, Canada: effects of trophic position, size, and age. *Environmental Toxicology & Chemistry* **28**: 254–263.
- Gantner N., Power M., Iqaluk D., Meili M., Borg H., Sundbom M., Solomon K.R., Lawson G. & Muir D.C. 2010. Mercury concentrations in landlocked Arctic Char (*Salvelinus alpinus*) from the Canadian arctic. Part I: insights from trophic relationships in 18 lakes. *Environmental Toxicology & Chemistry* **29**: 621–632.
- Garcia A.M., Hoeninghaus D.J., Vieira J.P., Winemiller K.O., Motta Marques D.M.L. & Bemvenuti M.A. 2006. Preliminary examination of food web structure of Nicola Lake (Taim Hydrological System, south Brazil) using dual C and N stable isotope analyses. *Neotropical Ichthyology* **4**: 279–284.
- Gilmour C.C., Henry E.A. & Mitchell R. 1992. Sulfate stimulation of mercury methylation in freshwater sediments. *Environmental Science & Technology* **26**: 2281–2287.

- Gorski P.R., Cleckner L.B., Hurley J.P., Sierszen M.E. & Armstrong D.E. 2003. Factors affecting enhanced mercury bioaccumulation in inland lakes of Isle Royale National Park, USA. *The Science of the Total Environment* **304**: 327–348.
- Grey J. & Jones R.I. 1999. Carbon stable isotopes reveal complex trophic interactions in lake plankton. *Rapid Communications in Mass Spectrometry* **13**: 1311–1314.
- Grey J., Jones R.I. & Sleep D. 2000. Stable isotope analysis of the origins of zooplankton carbon in lakes of differing trophic state. *Oecologia* **123**: 232–240.
- Grey J. 2001. Ontogeny and dietary specialization in Brown Trout (*Salmo trutta* L.) from Loch Ness, Scotland, examined using stable isotopes of carbon. *Ecology of Freshwater Fish* **10**: 168–176.
- Grey J., Thackeray S.J., Jones R.I. & Shine A. 2002. Ferox Trout (*Salmo trutta*) as “Russian dolls”: complementary gut content and stable isotope analyses of the Loch Ness foodweb. *Freshwater Biology* **47**: 1235–1243.
- Gu B., Schelske C.L. & Hoyer M.V. 1996. Stable isotopes of carbon and nitrogen as indicators of diet and trophic structure of the fish community in a shallow hypereutrophic lake. *Journal of Fish Biology* **49**: 1233–1243.
- Gu B., Alexander V. & Schell D. M. 1997. Stable isotopes as indicators of carbon flows and trophic structure of the benthic food web in a subarctic lake. *Archiv für Hydrobiologie* **138**: 329–344.
- Gu B., Alexander V. & Schell D.M. 1999. Seasonal and interannual variability of plankton carbon isotope ratios in a subarctic lake. *Freshwater Biology* **42**: 417–426.
- Gu B., Schelske C.L. & Waters M.N. 2011. Patterns and controls of seasonal variability of carbon stable isotope of particulate organic matter in lakes. *Oecologia* **165**: 1083–1094.
- Gullo B.S. 2006. *Helobdella nahuelhuapensis* sp. nov. (Hirudinea, Glossiphoniidae), from Bariloche, Argentina. *Zootaxa* **1276**: 33–38.
- Gullo B.S. 2009. Una especie nueva de sanguijuela del género *Helobdella* (Hirudinea, Glossiphoniidae) de San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina. *Revista Mexicana de Biodiversidad* **80**: 47–50.
- Gustafson L., Showers W., Kwak T., Levine J. & Stoskopf M. 2007. Temporal and spatial variability in stable isotope compositions of a freshwater mussel: Implications for biomonitoring and ecological studies. *Oecologia* **152**: 140–150.
- Guzzo M.M., Haffner G.D., Sorge S., Rush S.A. & Fisk A.T. 2011. Spatial and temporal variability of $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ within lower trophic levels of a large lake: implications for estimating trophic relationships of consumers. *Hydrobiologia* **675**: 41–53.
- Hadwen W.L. & Bunn S.E. 2005. Food web responses to low-level nutrient and ^{15}N -tracer additions in the littoral zone of an oligotrophic dune lake. *Limnology and Oceanography* **50**: 1096–1105.
- Hadwen W.L., Spears M. & Kennard M.J. 2010. Temporal variability of benthic algal $\delta^{13}\text{C}$ signatures influences assessments of carbon flows in streams food webs. *Hydrobiologia* **651**: 239–251.

- Hall B.D., Bodaly R.A., Fudge R.J.P., Rudd J.W.M. & Rosenberg D.M. 1997. Food as the dominant pathway of methylmercury uptake by fish. *Water Air and Soil Pollution* **100**: 13–24.
- Hamilton S.K., Sippel S.J. & Bunn S.E. 2005. Separation of algae from detritus for stable isotope or ecological stoichiometry studies using density fractionation in colloidal silica. *Limnology and Oceanography: methods* **3**: 149–157.
- Hansson L.A. & Tranvik L.J. 2003. Food webs in sub-Antarctic lakes: stable isotope approach. *Polar Biology* **26**: 783–788.
- Hansson S., Hobbie J.E., Elmgren R., Larsson U., Fry B. & Johansson S. 1997. The stable nitrogen isotope ratio as a marker of food-web interactions and fish migration. *Ecology* **78**: 2249–2257.
- Hare L. 1992. Aquatic insects and trace metals: bioavailability, bioaccumulation, and toxicity. *Critical Reviews in Toxicology* **22**: 327–369.
- Harvey C.J. & Kitchell J.F. 2000. A stable isotope evaluation of the structure and spatial heterogeneity of a Lake Superior food web. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **57**: 1395–1403.
- Heaton T.H.E. 1986. Isotopic studies of nitrogen pollution in the Hydrosphere and atmosphere: a review. *Chemical Geology (Isotope Geoscience Section)* **59**: 87–102.
- Havens K. 1992. Scale and structure in natural food webs. *Science* **257**: 1107–1109.
- Havens K.E., Gu B., Fry B. & Kendall C. 2003. Stable isotope food web analysis of a large subtropical lake: alternative explanations for ^{15}N enrichment of pelagic vs. littoral fisheries. *The Scientific World Journal* **3**: 613–622.
- Hecky R.E. & Kilham P. 1988. Nutrient limitation of phytoplankton in freshwater and marine environments: a review of recent evidence on the effects of enrichment. *Limnology and Oceanography* **33**: 796–822.
- Hecky R. E. & Hesslein R.H. 1995. Contributions of benthic algae to lake food webs as revealed by stable isotope analysis. *Journal of the North American Benthological Society* **14**: 631–653.
- Herwig B.R., Soluk D.A., Dettmers J.M. & Wahl D.H. 2004. Trophic structure and energy flow in backwater lakes of two large floodplain rivers assessed using stable isotopes. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **61**: 12–22
- Herwig B.R., Wahl D.H., Dettmers J.M. & Soluk D.A. 2007. Identification of trophic interactions within an estuarine food web (northern New Zealand) using fatty acid biomarkers and stable isotopes. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **64**: 495–508.
- Hesslein R.H., Hallard K.A. & Ramlal P. 1993. Growing Broad Whitefish (*Coregonus nasus*) in response to a change in diet traced by $\delta^{34}\text{S}$, $\delta^{13}\text{C}$, and $\delta^{15}\text{N}$. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **50**: 2071–2076.
- Hill W.R., Stewart A.J. & Napolitano G.E. 1996. Mercury speciation and bioaccumulation in lotic primary producers and primary consumers. *Canadian Journals of Fisheries and Aquatic Science* **53**: 812–819.
- Hill W.R. & Middleton R.G. 2006. Changes in carbon stable isotope ratios during periphyton development. *Limnology and Oceanography* **51**: 2360–2369.

- Hilton J.W., Hodson P.V. & Slinger S.J. 1980. The requirement and toxicity of selenium in Rainbow Trout (*Salmo Gairdneri*). *The Journal of Nutrition* **110**: 2527–2537.
- Hladyz S., Cook R.A., Petrie R. & Nielsen D.L. 2011. Influence of substratum on the variability of benthic biofilm stable isotope signatures: implications for energy flow to a primary consumer. *Hydrobiologia* **664**: 135–146.
- Hollows J.W., Townsend C.R. & Collier K.J. 2002. Diet of the crayfish *Paranephrops zealandicus* in bush and pasture streams: insights from stable isotopes and stomach analysis. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research* **36**: 129–142.
- Inger R., Ruxton G.D., Newton J., Colhoun K., Robinson J.A., Jackson A.L. & Bearhop S. 2006. Temporal and intrapopulation variation in prey of choice of wintering geese determined by stable isotope analysis. *Journal of Animal Ecology* **76**: 1190–1200.
- Inger R., Jackson A., Parnell A. & Bearhop S. 2010. SIAR V4 (Stable Isotope Analysis in R)—An Ecologist’s Guide, 14 págs.
- Iriondo M. 1989. Quaternary lakes of Argentina. *Paleogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology* **70**: 81–88.
- James M.R., Hawes I., Weatherhead M., Stanger C. & Gibbs M. 2000. Carbon flow in the littoral food web of an oligotrophic lake. *Hydrobiologia* **441**: 93–106.
- Janz D.M., DeForest D.K., Brooks M.L., Chapman P.M., Gilron G., Hoff D., Hopkins W.A., McIntyre D.O., Mebane C.A., Palace V.P., Skorupa J.P. & Wayland M. 2010. Chapter 6: Selenium toxicity to aquatic organisms. En: Ecological assessment of selenium in the aquatic environment. Chapman P.M., Adams W.J., Brooks M.L., Delos C.G., Luoma S.N., Maher W.A., Ohlendorf H.M., Presser T.S. & Shaw D.P. (Eds.). CRC Press, Boca Ratón, FL, USA, págs. 141–231
- Janz D.M. 2012. Chapter 7: Selenium. En: Homeostasis and toxicology of non-essential metals. Vol. 31B. Wood, Farrell & Brauner (Eds.). Amsterdam, The Netherlands, págs 327–374.
- Jardine T.D., McGeachy S.A., Paton C.M., Savoie M. & Cunjak R.A. 2003 Stable isotopes in aquatic systems: sample preparation, analysis, and interpretation. *Canadian Manuscript Report of Fisheries and Aquatic Sciences* 2656, Canadian Rivers Institute, University of New Brunswick, Fredericton, NB, Canada, 44 págs.
- Jasonsmith J.F., Maher W., Roach A.C. & Krikowa F. 2008. Selenium bioaccumulation and biomagnification in Lake Wallace, New South Wales, Australia. *Marine and Freshwater Research* **59**: 1048–1060.
- Jenssen M.T.S., Borgstrøm R., Salbu B. & Rosseland B.O. 2010. The importance of size and growth rate in determining mercury concentrations in European Minnow (*Phoxinus phoxinus*) and Brown Trout (*Salmo trutta*) in the subalpine lake, Øvre Heimdalsvatn. *Hydrobiologia* **642**: 115–126.
- Jepsen D.B. & Winemiller K.O. 2002. Structure of tropical river food webs revealed by stable isotope ratios. *Oikos* **96**: 46–55.
- Jones J.I. & Waldron S. 2003. Combined stable isotope and gut contents analysis of food webs in plant-dominated, shallow lakes. *Freshwater Biology* **48**: 1396–1407.
- Juncos R., Milano D., Macchi P.J., Alonso M.F. & Vigliano P.H. 2011. Response of Rainbow Trout to different food web structures in Northern Patagonia: implications for

- growth, bioenergetics, and invasiveness. *Transactions of the American Fisheries Society* **140**: 415–428.
- Kainz M., Telmer K. & Mazumder A. 2006. Bioaccumulation patterns of methyl mercury and essential fatty acids in lacustrine planktonic food webs and fish. *Science of the Total Environment* **368**: 271–282.
- Kamman N.C., Burgess N.M., Driscoll C.T., Simonin H.A., Goodale W., Linehan J., Eastbrook R., Hutcheson M., Major A., Scheuhammer A.M. & Scruton D.A. 2005. Mercury in freshwater fish of northeast North America –a geographic perspective based on fish tissue monitoring databases. *Ecotoxicology* **14**: 163–180.
- Kankaala P., Taipale S., Li L. & Jones R.I. 2010. Diets of crustacean zooplankton, inferred from stable carbon and nitrogen isotope analyses, in lakes with varying allochthonous dissolved organic carbon content. *Aquatic Ecology* **44**: 781–795.
- Karlsson J., Jonsson A., Meili M. & Jansson M. 2004. $\delta^{15}\text{N}$ of zooplankton species in subarctic lakes in northern Sweden: effects of diet and trophic fractionation. *Freshwater Biology* **49**: 526–534.
- Keeley J.E. & Sandquist D.R. 1992. Carbon: Freshwater plants. *Plant, Cell and Environment* **15**: 1021–1035.
- Kehrig H.A., Palermo E.F.A., Seixas T.G., Branco C.W.C., Moreira I. & Malm O. 2009. Trophic transfer of methylmercury and trace elements by tropical estuarine seston and plankton. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* **85**: 36–44
- Kelly A., Jones R.I. & Grey J. 2004. Stable isotope analysis provides fresh insights into dietary separation between *Chironomus anthracinus* and *C. plumosus*. *Journal of the North American Benthological Society* **23**: 287–296.
- Keough J.R., Sierszen M.E. & Hagley C.A. 1996. Analysis of a Lake Superior coastal food web with stable isotopes techniques. *Limnology and Oceanography* **41**: 136–146.
- Keough J.R., Hagley C.A., Ruzycski E. & Sierszen M. 1998. $\delta^{13}\text{C}$ composition of primary producers and role of detritus in a freshwater coastal ecosystem. *Limnology and Oceanography* **43**: 734–740.
- Keyse M.D., Fortino K., Hershey A.E., O'Brien W.J., Lienesch P.W., Luecke C. & McDonald M.E. 2007. Effects of large Lake Trout (*Salvelinus namaycush*) on the dietary habits of small Lake Trout: A comparison of stable isotopes ($\delta^{15}\text{N}$ and $\delta^{13}\text{C}$) and stomach content analyses. *Hydrobiologia* **579**: 175–185.
- Khan M.A.K. & Wang F. 2009. Mercury–selenium compounds and their toxicological significance: toward a molecular understanding of the mercury–selenium antagonism. *Environmental Toxicology & Chemistry* **28**: 1567–1577.
- Kidd K.A., Hesslein R.H., Fudge R.J.P. & Hallard K.A. 1995a. The influence of trophic level as measured by $\delta^{15}\text{N}$ on mercury concentrations in freshwater organisms. *Water, Air, and Soil Pollution* **80**: 1011–1015.
- Kidd K.A., Schindler D.W., Hesslein R.H. & Muir D.C.G. 1995b. Correlation between stable nitrogen isotope ratios and concentrations of organochlorines in biota from a freshwater food web. *Science of the Total Environment* **160/161**: 381–390.

- Kidd K.A., Bootsma H.A., Hesslein R.H., Lockhart W.L. & Hecky R.E. 2003. Mercury concentrations in the food web of Lake Malawi, east Africa. *Journal of Great Lakes Research* **29**: 258–266.
- Kidd K. & Batchelar K. 2012. Chapter 5: Mercury. En: Homeostasis and toxicology of non-essential metals. Vol. 31B. Wood, Farrell & Brauner (Eds.). Amsterdam, The Netherlands, págs 237–295.
- Kiriluk R.M., Servos M.R., Whittle D.M., Cabana G. & Rasmussen J.B. 1995. Using ratios of stable nitrogen and carbon isotopes to characterize the biomagnification of DDE, mirex, and PBC in a Lake Ontario pelagic food web. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **52**: 2660–2674.
- Kling G.W., Fry B. & O'Brien W.J. 1992. Stable isotopes and planktonic trophic structure in arctic lakes. *Ecology* **73**: 561–566.
- Kullman M.A., Kidd K.A., Podemski C.L., Paterson C.L. & Blanchfield P.J. 2009. Assimilation of freshwater salmonid aquaculture waste by native aquatic biota. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **66**: 1965–1975.
- Lake J.L., McKinney R.A., Osterman F.A., Pruell R.J., Kiddon J., Ryba S.A. & Libby A.D. 2001. Stable nitrogen isotopes as indicators of anthropogenic activities in small freshwater. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **58**: 870–878.
- Layman C.A., Araujo M.S., Boucek R., Hammerschlag-Peyer C.M., Harrison E., Jud Z.R., Matich P., Rosenblatt A.E., Vaudo J.J., Yeager L.A., Post D.M. & Bearhop S. 2010. Applying stable isotopes to examine food-web structure: an overview of analytical tools. *Biological Reviews* **87**: 545–562.
- LaZerte B.D. & Szalados J.E. 1982. Stable carbon isotope ratio of submerged freshwater macrophytes. *Limnology and Oceanography* **27**: 413–418.
- Leggett M.F., Servos M.R., Hesslein R., Johannsson O., Millard E. S. & Dixon D.G. 1999. Biogeochemical influences on the carbon isotope signatures of Lake Ontario biota. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* **56**: 2211–2218.
- Leggett M.F., Johannsson O., Hesslein R., Dixon D.G., Taylor W.D. & Servos M.R. 2000. Influence of inorganic nitrogen cycling on the $\delta^{15}\text{N}$ of Lake Ontario biota. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **57**: 1489–1496.
- Lockhart W.L., Stern G.A., Low G., Hendzel M., Boila G., Roach P., Evans M.S., Billeck B.N., DeLaronde J., Friesen S., Kidd K., Atkins S., Muir D.C.G., Stoddart M., Stephens G., Stepehnson S., Harbicht S., Snowshoe N., Grey B., Thompson S. & DeGraff N. 2005. A history of total mercury in edible muscle of fish from lakes in northern Canada. *Science of the Total Environment* **351–352**: 427–463.
- Logan J.M., Rodríguez-Marín E., Goñi N., Barreiro S., Arrizabalaga H., Golet W. & Lutcavage M. 2011. Diet of young Atlantic Bluefin Tuna (*Thunnus thynnus*) in eastern and western Atlantic foraging grounds. *Marine Biology* **158**: 73–85.
- Lubick N. 2009. Funding struggle for mercury monitoring. *Nature* **459**: 620–621.
- Macchi P.J. 1991. Ecología trófica de los peces autóctonos del Lago Moreno (Brazo Morenito). Tesis de Licenciatura, Centro Regional Universitario Bariloche, Universidad Nacional del Comahue. San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina, 106 págs.

- Macchi P.J., Cussac V.E., Alonso M.F. & DeNegri M.A. 1999. Predation relationship between introduced salmonids and the native fish fauna in lakes and reservoirs in northern Patagonia. *Ecology of Freshwater Fish* **8**: 227–236.
- Macchi P.J. 2004. Respuestas poblacionales de *Galaxias maculatus* a la depredación por parte de *Percichthys trucha* y los salmónidos introducidos en la Patagonia. Tesis Doctoral, Centro Regional Universitario Bariloche. Universidad Nacional del Comahue. San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina, 174 págs.
- Macchi P.J., Pascual M.A. & Vigliano P.H. 2007. Differential piscivory of the native *Percichthys trucha* and exotic salmonids upon the native forage fish *Galaxias maculatus* in Patagonian Andean Lakes. *Limnologica* **37**: 76–7.
- MacLeod N.A. & Barton D.R. 1998. Effects of light intensity, water velocity, and species composition on carbon and nitrogen stable isotope ratios in periphyton. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* **55**: 1919–1925.
- Maguire C.M. & Grey J. 2006. Determination of zooplankton dietary shift following a zebra mussel invasion, as indicated by stable isotope analysis. *Freshwater Biology* **51**: 1310–1319.
- Maher W., Roach A., Doblin M., Fan T., Foster S., Garrett R., Möller G., Oram L. & Wallschläger D. 2010. Chapter 4: Environmental sources, speciation, and partitioning of selenium. En: Ecological assessment of selenium in the aquatic environment. Chapman P.M., Adams W.J., Brooks M.L., Delos C.G., Luoma S.N., Maher W.A., Ohlendorf H.M., Presser T.S. & Shaw D.P. (Eds.). CRC Press, Boca Ratón, FL, USA, págs. 48–92.
- Mariotti A., Germon J.C., Hubert P., Kaiser P., Letolle R., Tardieux A. & Tardieux P. 1981. Kinetic isotope fractionation: some principles; illustration for the denitrification and nitrification processes. *Plant and Soil* **62**: 413–430.
- Markert B., Pedrozo F., Geller W., Friese K., Korhammer S., Baffico G., Díaz M. & Wolf S. 1997. A contribution to the study of the heavy-metal and nutritional status of some lakes in the southern Andes of Patagonia (Argentina) *Science of the Total Environment* **206**: 1–15.
- Marshall J.D., Brooks J.R. & Lajtha K. 2007. Chapter 2: Sources of variation in the stable composition of plants. En: Michener R. & Lajtha K. (Eds.), Stable isotopes in ecology and environmental science. Blackwell Publishing, Oxford, UK, págs. 22–60.
- Maruyama A., Yamada Y., Yuma M. & Rusuwa B. 2001. Stable nitrogen and carbon isotope ratios as migration tracers of a Landlocked Goby, *Rhinogobius* sp. (the orange form), in the Lake Biwa water system. *Ecological Research* **16**: 697–703.
- Mason R.P., Fitzgerald W.F. & Morel F.M.M. 1994. The biogeochemical cycling of elemental mercury: anthropogenic influences. *Geochimica et Cosmochimica Acta* **58**: 3191–3198.
- Mason R.P., Reinfelder J.R. & Morel F.M.M. 1996. Uptake, toxicity, and trophic transfer of mercury in a coastal diatom. *Environmental Science & Technology* **30**: 1835–1845.
- Mason R.P., Rolffhus K.R. & Fitzgerald W.F. 1998. Mercury in the North Atlantic. *Marine Chemistry* **61**: 37–53.

- Mason R.P., Laporte J.M. & Andres S. 2000. Factors controlling the bioaccumulation of mercury, methylmercury, arsenic, selenium, and cadmium by freshwater invertebrates and fish. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* **38**: 283–297.
- Matthews B. & Mazumder A. 2003. Compositional interlake variability of zooplankton affect baseline stable isotope signatures. *Limnology and Oceanography* **48**: 1977–1987.
- Matthews B. & Mazumder A. 2005. Temporal variation in body composition (C:N) helps explain seasonal patterns of zooplankton $\delta^{13}\text{C}$. *Freshwater Biology* **50**: 502–515.
- Mbabazi D., Makanga B., Orach–Meza, F., Hecky R.E., Balirwa J.S., Ogutu–Ohwayo R., Verburg P., Chapman L. & Muhumuza E. 2009. Intra–lake stable isotope ratio variation in selected fish species and their possible carbon sources in Lake Kyoga (Uganda): implications for aquatic food web studies. *African Journal of Ecology* **48**: 667–675.
- McCarthy I.D. & Waldron S. 2000. Identifying migratory *Salmo trutta* using carbon and nitrogen stable isotope ratios. *Rapid Communication on Mass Spectrometry* **14**: 1325–1331.
- McCarthy I.D, Fraser D., Waldron S. & Adams C.E. 2004. A stable isotope analysis of trophic polymorphism among Arctic Charr from Loch Ericht, Scotland. *Journal of Fish Biology* **65**: 1435–1440.
- McClelland J.W. & Valiela I. 1998. Changes in food web structure under the influence of increased anthropogenic nitrogen inputs. *Marine Ecology Progress Series* **168**: 259–271.
- McConnaughey T. & McRoy C.P. 1979. Food–web structure and the fractionation of carbon isotopes in the Bering Sea. *Marine Biology* **53**: 257–262.
- McCutchan J.H.Jr., Lewis W.M.Jr., Kendall C. & McGrath C.C. 2003. Variation in trophic shift for stable isotope ratios of carbon, nitrogen, and sulfur. *Oikos* **102**: 378–390.
- McDowall R.M. 2006. Crying wolf, crying foul, or crying shame: alien salmonids and a biodiversity crisis in the southern cool–temperate galaxioid fishes? *Reviews in Fish Biology and Fisheries* **16**: 233–422.
- McIntyre J.K., Beauchamp D.A., Mazur M.M. & Overman N.C. 2006. Ontogenetic trophic interactions and benthopelagic coupling in Lake Washington: Evidence from stable isotopes and diet analysis. *Transactions of the American Fisheries Society* **135**: 1312–1328.
- Mermoz M., Úbeda C., Grigera D., Brion C., Martín C., Bianchi E. & Planas H. 2009. El Parque Nacional Nahuel Huapi. Sus características ecológicas y estado de conservación. Ed. APN. Parque Nacional Nahuel Huapi. San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina, 80 págs.
- Milano D., Cussac V.E., Macchi P.J., Ruzzante D.E., Alonso M.F., Vigliano P.H. & DeNegri M.A. 2002. Predator associated morphology in *Galaxias platei* in Patagonian lakes. *Journal of Fish Biology* **61**: 138–156.
- Milano D., Ruzzante D.E., Cussac V.E., Macchi P.J., Ferriz R.A., Barriga J.P., Aigo J.C., Lattuca M.A. & Walde S.J. 2006. Latitudinal and ecological correlates of morphological

- variation in *Galaxias platei* (Pisces, Galaxiidae) in Patagonia. *Biological Journal of the Linnean Society* **87**: 69–82.
- Miquelarena A.M., López H.L. & Protogino L.C. 1997. Los peces del Neuquén. Editorial Total Austral. S.A., Buenos Aires, Argentina, 50 págs.
- Minagawa M. & Wada E. 1984. Stepwise enrichment of ^{15}N along food chains: further evidence and the relation between $\delta^{15}\text{N}$ and animal age. *Geochimica et Cosmochimica Acta* **48**: 1135–1140.
- Modenutti B.E., Balseiro E.G., Queimaliños C.P., Suárez D.A.A., Diéguez M.C. & Albariño R.J. 1998. Structure and dynamics of food webs in Andean lakes. *Lakes and Reservoirs: Research and Management* **3**: 179–186.
- Modenutti B.E., Balseiro E.G. & Queimaliños C.P. 2000. Ciliate community structure in two South Andean lakes: the effect of lake water on *Ophrydium naumanni* distribution. *Aquatic Microbial Ecology* **21**: 299–307.
- Modenutti B.E. & Balseiro E.G. 2002. Mixotrophic ciliates in an Andean lake: dependence on light and prey of an *Ophrydium naumanni* population. *Freshwater Biology* **47**: 121–128.
- Modenutti B.E., Balseiro E.G., Callieri C. & Bertoni R. 2008. Light versus food supply as factors modulating niche partitioning in two pelagic mixotrophic ciliates. *Limnology and Oceanography* **53**: 446–455.
- Molina C.I., Gibon F.M., Oberdorff T., Domínguez E., Pinto J., Marín R. & Roulet M. 2011. Macroinvertebrate food web structure in a floodplain lake of the Bolivian Amazon. *Hydrobiologia* **663**: 135–153.
- Moore J.W. & Semmens B.X. 2008. Incorporating uncertainty and prior information into stable isotope mixing models. *Ecology Letters* **11**: 470–480.
- Morel F.M.M., Kraepiel A.M.L. & Amyot M. 1998. The chemical cycle and bioaccumulation of mercury. *Annual Review of Ecology and Systematics* **29**: 543–566.
- Mughabghab S.F., Divadeenam M. & Holden N.E. 1981. Neutron cross sections. Vol. 1 and 2. Academic Press, New York, USA.
- Mulder P.J., Lie E., Eggen G.S., Ciesielski T.M., Berg T., Skaare J.U., Jenssen B.M. & Sørmo E.G. 2012. Mercury in molar excess of selenium interferes with thyroid hormone function in free-ranging freshwater fish. *Environmental Science & Technology* **46**: 9027–9037.
- Munthe J. & McElroy W.J. 1992. Some aqueous reactions of potential importance in the atmospheric chemistry of mercury. *Atmospheric Environment* **26A**: 553–57
- Muscattello J.R. & Janz D.M. 2009. Selenium accumulation in aquatic biota downstream of a uranium mining and milling operation. *Science of the Total Environment* **407**: 1318–1325.
- Muzón J. 2009. Estado actual del conocimiento del orden Odonata en la Patagonia. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* **68**: 163–167.
- Ngochera M. & Bootsma H.A. 2011. Temporal trends of phytoplankton and zooplankton stable isotope composition in tropical Lake Malawi. *Journal of Great Lakes Research* **37**: 45–53.

- Nordström M., Aarnio K. & Bonsdorff E. 2009. Temporal variability of a benthic food web: patterns and processes in a low-diversity system. *Marine Ecology Progress Series* **378**: 13–26.
- Nriagu J.O. 1989. A global assessment of natural sources of atmospheric trace metals. *Nature* **338**: 47–49.
- Oceguera Figueroa A. 2007. Especie nueva de sanguijuela del género *Helobdella* (Rynchobdella: Glossiphoniidae) del lago de Catemaco, Veracruz, México. *Acta Zoológica Mexicana* **23**: 15–22.
- O’Leary M.H. 1988. Carbon isotopes in photosynthesis. *BioScience* **38**: 328–336.
- O’Reilly C.M., Hecky R.E., Cohen A.S. & Plisnier P.D. 2002. Interpreting stable isotopes in food webs: recognizing the role of time averaging at different trophic levels. *Limnology and Oceanography* **47**: 306–309.
- Osmond C.B., Valaane N., Haslam S.M., Uotila P. & Roksandic Z. 1981. Comparisons of $\delta^{13}\text{C}$ values in leaves of aquatic macrophytes from different habitats in Britain and Finland: Some implication for photosynthetic processes in aquatic plants. *Oecologia* **50**: 117–124.
- Paine R.T. 1980. Linkage, interaction strength and community infrastructure. *Journal of Animal Ecology* **49**: 666–685.
- Paine R.T. 1988. Food webs: road maps of interactions or grist for theoretical development? *Ecology* **69**: 1648–1654.
- Parkman H. & Meili M. 1991. Mercury in macroinvertebrates from Swedish forest lakes: influence of lake type, habitat, life cycle and food quality. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **50**: 521–534.
- Parnell A.C., Inger R., Bearhop S. & Jackson A.L. 2010. Source partitioning using stable isotopes: coping with too much variation. *PLoS ONE* **5**: e9672.
- Pascual M., Macchi P., Urbanski J., Marcos F., Riva Rossi C., Novara M. & Dell’Arciprete P. 2002. Evaluating potential effects of exotic freshwater fish from incomplete species presence-absence data. *Biological Invasions* **4**: 101–113.
- Patel B., Chandy J.P. & Patel S. 1988. Do selenium and glutathione inhibit the toxic effects of mercury in marine lamellibranchs? *Science of the Total Environment* **76**: 147–165.
- Pelletier E. 1986. Modification de la bioaccumulation du sélénium chez *Mytilus edulis* en présence du mercure organique et inorganique. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **43**: 203–210.
- Pereyra F., Albertoni J., Bréard C., Cavaliaro S., Coccia M., Ducós E., Dzenoletas M., Fookes S., Getino E., Helms F., Kruck W., López R., Muzio C., Roverano D., Tobio M., Toloczyki M. & Wilson C. 2005. Estudio geocientífico aplicado al ordenamiento territorial. San Carlos de Bariloche. Convenio de Cooperación Técnica Geológico Argentino Alemán (SEGEMAR, IGRM, BGR). Anales N°42. Buenos Aires, Argentina, 181 págs.
- Perga M.E & Gerdeaux D. 2006. Seasonal variability in the $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ values of the zooplankton taxa in two alpine lakes. *Acta Oecologica* **30**: 69–77.

- Perga M.E., Kainz M., Matthews B. & Mazumder A. 2006. Carbon pathways to zooplankton: insights from the combined use of stable isotope and fatty acid biomarkers. *Freshwater Biology* **51**: 2041–2051.
- Perga M.E. & Grey J. 2010. Laboratory measures of isotope discrimination factors: Comments on Caut *et al.* (2008, 2009). *Journal of Applied Ecology* **47**: 942–947.
- Peterson B.J. & Fry B. 1987. Stable isotopes in ecosystem studies. *Annual Review of Ecology and Systematics*. **18**: 293–320.
- Peterson S.A., Ralston N.V.C., Whanger P.D., Oldfield J.E. & Mosher W.D. 2009. Selenium and mercury interactions with emphasis on fish tissue. *Environmental Bioindicators* **4**: 318–334.
- Phillips D.L. 2001. Mixing models in analyses of diet using multiple stable isotopes: A critique. *Oecologia* **127**: 166–170.
- Phillips D.L. & Gregg J.W. 2003. Source partitioning using stable isotopes: coping with too many sources. *Oecologia* **136**: 261–269.
- Phillips D.L., Newsome S.D. & Gregg J.W. 2005. Combining sources in stable isotope mixing models: Alternative methods. *Oecologia* **144**: 520–527.
- Pinnegar J.K. & Polunin N.V.C. 2000. Contributions of stable–isotope data to elucidating food webs of Mediterranean rocky littoral fishes. *Oecologia* **122**: 399–409.
- Pirrone N., Cinnirella S., Feng X., Finkelman R.B., Friedli H.R., Leaner J., Mason R., Mukherjee, A.B., Stracher G., Streets D.G. & Telmer R. 2009. Chapter 1: Global mercury emissions to the atmosphere from natural and anthropogenic sources. En: Mercury fate and transport in the global atmosphere. Emissions, measurements and models. Pirrone N. & Mason R. (Eds). Springer, Dordrecht, The Netherlands, págs. 3–49.
- Polis G.A. 1991. Complex trophic interactions in deserts: an empirical critique of food–web theory. *The American Naturalist* **138**: 123–155.
- Polis G.A. & Strong D.R. 1996. Food web complexity and community dynamics. *The American Naturalist* **147**: 813–846.
- Porvari P. 2003. Sources and fate of mercury in aquatic ecosystems. *Monographs of the Boreal Environment Research* **23**: 52 págs.
- Post D.M. 2002. Using stable isotopes to estimate trophic position: models, methods and assumptions. *Ecology* **83**: 703–718.
- Power M., Power G., Caron F., Doucett R.R. & Guiguier K.R.A. 2002. Growth and dietary niche in *Salvelinus alpinus* and *Salvelinus fontinalis* as revealed by stable isotope analysis. *Environmental Biology of Fishes* **64**: 75–85.
- Prometen una rápida depuración del lago Moreno. (Enero, 2009). *Diario Río Negro Online*, Consultada Septiembre 2012, <http://www1.rionegro.com.ar/diario/2009/01/15/1231988725235.php>
- Queimaliños C.P., Modenutti B.E. & Balseiro E.G. 1999. Symbiotic association of the ciliate *Ophrydium naumanni* with *Chlorella* causing a deep chlorophyll *a* maximum in an oligotrophic South Andes lake. *Journal of Plankton Research* **21**: 167–178.

- Queimaliños C.P. 2002. The role of phytoplanktonic size fraction in the microbial food webs in two North Patagonian lakes (Argentina). *Verhandlungen des Internationalen Verein Limnologie* **28**: 1236–1240.
- Queimaliños C., Pérez G. & Modenutti B. 2002. Summer population development and diurnal vertical distribution of dinoflagellates in an ultraoligotrophic Andean lake (Patagonia, Argentina). *Algological Studies* **107**: 117–129.
- Queimaliños C.P., Reissig M., Diéguez M.C., Arcagni M., Ribeiro Guevara S., Campbell L., Soto Cárdenas C., Rapacioli R. & Arribére M. 2012. Influence of precipitation, landscape and hydrogeomorphic lake features on pelagic allochthonous indicators in two connected ultraoligotrophic lakes of North Patagonia. *Science of the Total Environment* **427–427**: 219–228.
- Quinn M.R., Feng X., Folt C.L. & Chamberlain C.P. 2003. Analyzing trophic transfer of metals in stream food webs using nitrogen isotopes. *The Science of the Total Environment* **317**: 73–89.
- Quirós R. & Drago E. 1985. Relaciones entre variables físicas, morfométricas y climáticas en lagos patagónicos. *Revista de la Asociación de Ciencias Naturales del Litoral* **16**: 181–199.
- R Development Core Team. 2011. R: A Language and Environment for Statistical Computing. R Foundation for Statistical Computing: Vienna, Austria.
- Rainbow P.S. 2002. Trace metal concentrations in aquatic invertebrates: why and so what? *Environmental Pollution* **120**: 497–507.
- Ralston N.V.C., Blackwell III J.L. & Raymond L.J. 2007. Importance of molar ratios in selenium-dependent protection against methylmercury toxicity. *Biological Trace Element Research* **119**: 255–268.
- Rau G.H., Mearns A.J., Young D.R., Olson R.J., Schafer H.A. & Kaplan I.R. 1983. Animal $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ correlates with trophic level in pelagic food webs. *Ecology* **64**: 1314–1318.
- Reichert W.L., Greene C.M. & Bilby R.E. 2008. Seasonal variations in stable isotope ratios of juveniles Coho Salmon (*Oncorhynchus kisutch*) from western Washington rivers. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **65**: 681–690.
- Reinhardt M., Müller B., Gächter R. & Wehrli B. 2006. Nitrogen removal in a small constructed wetland: An isotope mass balance approach. *Environmental Science & Technology* **40**: 3313–3319.
- Reissig M., Modenutti B., Balseiro E. & Queimaliños C. 2004. The role of predaceous copepod *Parabroteas sarsi* in the pelagic food web of a large deep Andean lake. *Hydrobiologia* **524**: 67–77.
- Reissig M. 2005. Análisis de los efectos de cascada trófica en cadenas alimentarias planctónicas de lagos oligotróficos andinos. Tesis doctoral. Centro Regional Universitario Bariloche, Universidad Nacional del Comahue. San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina, 190 págs.
- Rekacewicz P. 2005. Mercury pollution-Transport and cycle. *UNEP/GRID-Arendal*, Consultada Octubre 2012, http://www.grida.no/graphicslib/detail/mercury-pollution-transport-and-cycle_595d

- Reñones O., Polunin N.V.C. & Goni R. 2002. Size related dietary shift of *Epinephelus marginatus* in a western Mediterranean littoral ecosystem: an isotope and stomach content analysis. *Journal of Fish Biology* **61**: 122–137.
- Ribeiro Guevara S., Bubach D. & Arribére M. 2004a. Mercury in lichens of Nahuel Huapi National Park, Patagonia, Argentina. *Journal of Radioanalytical and Nuclear Chemistry* **261**: 679–687.
- Ribeiro Guevara S., Bubach D., Vigliano P., Lippolt G. & Arribére M. 2004b. Heavy metal and other trace elements in native mussel *Diplodon chilensis* from Northern Patagonia Lakes, Argentina. *Biological Trace Element Research* **102**: 245–263.
- Ribeiro Guevara S., Rizzo A., Sánchez R. & Arribére M. 2005. Heavy metal inputs in Northern Patagonia lakes from short sediment core analysis. *Journal of Radioanalytical and Nuclear Chemistry* **265**: 481–493.
- Ribeiro Guevara S., Pérez Catán S. & Marvin-DiPasquale M. 2009. Benthic methylmercury production in lacustrine ecosystems of Nahuel Huapi National Park, Patagonia, Argentina. *Chemosphere* **77**: 471–477.
- Ribeiro Guevara S., Meili M., Rizzo A., Daga R. & Arribére M.A. 2010. Sediment records of highly variable mercury inputs to mountain lakes in Patagonia during the past millennium. *Atmospheric Chemistry and Physics* **10**: 3443–3453.
- Rindorf A. & Lewy P. 2004. Bias in estimating food consumption of fish by stomach-content analysis. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **61**: 2487–2498.
- Ringuelet R.A., Aramburu R.H. & Alonso de Aramburu A. & 1967. Los peces argentinos de agua dulce. Comisión de Investigaciones Científicas de la Provincia de Buenos Aires. La Plata, Argentina, 602 págs.
- Rizzo A., Arcagni M., Arribére M.A., Bubach D., Ribeiro Guevara S. 2011. Mercury in the biotic compartments of Northwest Patagonia lakes, Argentina. *Chemosphere* **84**: 70–79.
- Rodríguez-Graña L., Calliari D., Sellanes J. & Urrutia R. 2008. Food web of a SW Atlantic shallow coastal lagoon: spatial environmental variability does not impose substantial changes in the trophic structure. *Marine Ecology Progress Series* **362**: 69–83.
- Rounick J.S. & Winterbourn M.J. 1986. Stable carbon isotopes and carbon flow in ecosystems. *BioScience* **36**: 171–177.
- Rudolph E. 2002. Sobre la biología del camarón de río *Samastacus spinifrons* (Philippi 1882) (Decapoda, Parastacidae). *Gayana* **66**: 147–159.
- Rudolph E., Retamal F. & Martínez A. 2010. Cultivo de camarón de río *Samastacus spinifrons*: ¿una nueva alternativa para la diversificación de la acuicultura chilena? *Latin American Journal of Aquatic Research* **38**: 254–264.
- Ruzzante D.E., Walde S.J., Cussac V.E., Macchi P.J. & Alonso M.F. 1998. Trophic polymorphism, habitat and diet segregation in *Percichthys trucha* (Pisces: Percichthyidae) in the Andes. *Biological Journal of the Linnean Society* **65**: 191–214.
- Ruzzante D.E., Walde S.J., Cussac V.E., Macchi P.J., Alonso M.F. & Battini M. 2003. Resource polymorphism in a Patagonian fish *Percichthys trucha* (Percichthyidae): Phenotypic evidence for interlake pattern variation. *Biological Journal of the Linnean Society* **78**: 497–515.

- Rybczynski S.M., Walters D.M., Fritz K.M. & Johnson B.R. 2008. Comparing trophic position of stream fishes using stable isotope and gut content analyses. *Ecology of Freshwater Fish* **17**: 199–206.
- Sará G., Vizzini S. & Mazzola A. 2002. The effect of temporal changes and environmental trophic condition on the isotopic composition ($\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$) of *Atherina boyeri* (Risso, 1810) and *Gobius niger* (L., 1758) in a Mediterranean Coastal Lagoon (Lake of Sabaudia): Implications for food web structure. *Marine Ecology* **23**: 352–360.
- Selin N. 2009. Global biogeochemical cycling of mercury: a review. *Annual Review of Environment and Resources* **34**: 43–63.
- SENASA. 1994. Reglamento de Inspección de productos, subproductos y derivados de origen animal. Res. N°533–10.05.94.
- Siddall M.E. & Borda E. 2003. Phylogeny and revision of the leech genus *Helobdella* (Glossiphoniidae) based on mitochondrial gene sequences and morphological data and a special consideration of the *triserialis* complex. *Zoologica Scripta* **31**: 23–33.
- Skarphedinsdottir H., Gunnarsson K., Gudmundsson G.A. & Nfon E. 2010. Bioaccumulation and biomagnification of organochlorines in a marine food web at a pristine site in Iceland. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* **58**: 800–809.
- Søreide J.E., Hop H., Carroll M.L., Falk–Petersen S. & Hegseth E.N. 2006. Seasonal food web structures and sympagic–pelagic coupling in the European Arctic revealed by stable isotopes and a two–source food web model. *Progress in Oceanography* **71**: 59–87.
- Sørmo E.G., Ciesielski T.M., Øverjordet I.B., Lierhagen S., Eggen G.S., Berg T. & Jenssen B.M. 2011. Selenium moderates mercury toxicity in free–ranging freshwater fish. *Environmental Science & Technology* **45**: 6561–6566.
- Stafford C.P. & Haines T.A. 1997. Mercury concentrations in Maine sport fishes. *Transactions of the American Fisheries Society* **126**: 144–152.
- Stenroth P., Holmqvist N., Nyström P., Berglund O., Larsson P. & Granéli W. 2006. Stable isotopes as an indicator of diet in omnivorous crayfish (*Pacifastacus leniusculus*): the influence of tissue, sample treatment, and season. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **63**: 821–831.
- Strand M. 2005. Trophic ecology of the Lake Superior wave zone: A stable isotope approach. *Hydrobiologia* **544**: 271–278.
- Svensson C.J., Hyndes G.A. & Lavery P.S. 2007. Food web analysis in two permanently open temperate estuaries: Consequences of saltmarsh loss? *Marine Environmental Research* **64**: 286–304.
- Swartzendruber P. & Jaffe D. 2012. Chapter 1: Sources and transport: A Global Issue. En: Mercury in the Environment: Patterns and Processes. M. Bank (Ed.) University of California Press, Berkeley, CA, USA, págs. 3–18.
- Syväranta J., Hämäläinen H. & Jones R.I. 2006. Within–lake variability in carbon and nitrogen stable isotope signatures. *Freshwater Biology* **51**: 1090–1102.

- Syväranta J., Tirola M. & Jones R.I. 2008. Seasonality in lake pelagic $\delta^{15}\text{N}$ values: patterns, possible explanations, and implications for food web baselines. *Fundamental and Applied Limnology* **172/3**: 255–262.
- Syväranta J. & Rautio M. 2010. Zooplankton, lipids and stable isotopes: importance of seasonal, latitudinal, and taxonomic differences. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **67**: 1721–1729.
- Temporetti P.F. & Pedrozo F.L. 2000. Phosphorus release rates from freshwater sediments affected by fish farming. *Aquaculture Research* **31**: 447–455.
- Timmermans K.R., Van Hattum B., Kraak M.H.S. & Davids C. 1989. Trace metals in a littoral foodweb: concentrations in organisms, sediment and water. *The Science of the Total Environment* **87/88**: 477–494.
- Trochine C. 2000. Infestación por *Acanthostomoides apophalliformis* (trematoda, acanthostomidae) de la fauna íctica del sistema del lago Moreno. Tesis de Licenciatura. Centro Regional Universitario Bariloche, Universidad Nacional del Comahue. San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina, 89 págs.
- Tuli K.J. 2005. Nuclear wallet cards. National Brookhaven Laboratory, USA.
- Ullrich S.M., Tanton T.W. & Abdrashitova S.A. 2001. Mercury in the aquatic environment: a review of factors affecting methylation. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology* **31**: 241–293.
- Vander Zanden M.J., Cabana G. & Rasmussen J.B. 1997. Comparing trophic position of freshwater fish calculated using stable nitrogen isotope ratios ($\delta^{15}\text{N}$) and literature dietary data. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* **54**: 1142–1158.
- Vander Zanden M.J. & Rasmussen J.B. 1999. Primary consumer $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ and the trophic position of aquatic consumers. *Ecology* **80**: 1395–1404.
- Vander Zanden M.J., Casselman J.M. & Rasmussen J.B. 1999a. Stable isotope evidence for the food web consequences of species invasions in lakes. *Nature* **401**: 464–467.
- Vander Zanden M.J., Shuter B.J., Lester N. & Rasmussen J.B. 1999b. Patterns of food chain length in lakes: a stable isotope study. *The American Naturalist* **154**: 406–416.
- Vander Zanden M.J. & Rasmussen J.B. 2001. Variation in $\delta^{15}\text{N}$ and $\delta^{13}\text{C}$ trophic fractionation: Implications for aquatic food web. *Limnology and Oceanography* **46**: 2061–2066.
- Vander Zanden M.J. & Vadeboncoeur Y. 2002. Fishes as integrators of benthic and pelagic food webs in lakes. *Ecology* **83**: 2152–2161.
- Vander Zanden M.J., Chandra S., Allen B.C., Reuter J.E. & Goldman C.R. 2003. Historical food web structure and restoration of native aquatic communities in the Lake Tahoe (California–Nevada) basin. *Ecosystems* **6**: 274–288.
- Vander Zanden M.J., Vadeboncoeur Y., Diebel M.W. & Jeppesen E. 2005. Primary consumer stable nitrogen isotopes as indicators of nutrient source. *Environmental Science & Technology* **39**: 7509–7515.
- Vanderklift M.A. & Ponsard S. 2003. Sources of variation in consumer–diet $\delta^{15}\text{N}$ enrichment: a meta–analysis. *Oecologia* **136**: 169–182.

- Vigliano P.H., Lippolt G., Denegri A., Alonso M., Macchi P. & Dye C.O. 2000. The human factors of the sport and recreational fishery of San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina. *Fisheries Research* **49**: 141–153.
- Vigliano P., Macchi P., Alonso M., García Asorey M., Lippolt G., Denegri A. & Alvear P. 2003. Chapter 7: Investigation of mercury and other heavy metals in water bodies of Nahuel Huapi National Park, Argentine Patagonic Andean range. En: Baseline determination, trophic web pathways investigation, and contamination source identification. International Atomic Energy Agency (IAEA) Technical Cooperation Project ARG/7/006, Vienna, Austria, 84 págs.
- Vigliano P.H., Alonso M.F. & Aquaculture M. 2007. Salmonid introductions in Patagonia: A mixed blessing. En: Bert T.M. (Ed.), Ecological and genetic implications of aquaculture activities. Kluwer Academic Publishers Group, The Netherlands, págs. 315–331.
- Vigliano P.H., Beauchamp D.A., Milano D., Macchi P.J., Alonso M.F., García Asorey M.I., Denegri M.A., Ciancio J.E., Lippolt G., Rechencq M. & Barriga J.P. 2009. Quantifying predation on Galaxiids and other native organisms by introduced Rainbow Trout in an ultraoligotrophic lake in Northern Patagonia, Argentina: a bioenergetic modeling approach. *Transactions of the American Fisheries Society* **138**: 1405–1419.
- Vigliano P.H., Macchi P. & Denegri A. 1999. Un diseño modificado y procedimiento de calado de redes agalleras para estudios cuali–cuantitativos de peces por estrato de profundidad en lagos araucanos. *Natura Neotropicalis* **30**: 1–11.
- Vizzini S. & Mazzola A. 2004. Stable isotope evidence for the environmental impact of a land–based fish farm in the Western Mediterranean. *Marine Pollution Bulletin* **49**: 61–70.
- Vuorio K., Meili M. & Sarvala J. 2006. Taxon–specific variation in the stable isotopic signatures ($\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$) of lake phytoplankton. *Freshwater Biology* **51**: 807–822.
- Wang Q., Feng X., Yang Y. & Yan H. 2011. Spatial and temporal variations of total and methylmercury concentrations in plankton from a mercury–contaminated and eutrophic reservoir in Guizhou Province, China. *Environmental Toxicology & Chemistry* **30**: 2739–2747.
- Watanabe K., Monaghan M.T., Takemon Y. & Omura T. 2008. Biodilution of heavy metals in a stream macroinvertebrate food web: Evidence from stable isotope analysis. *Science of the Total Environment* **394**: 57–67.
- Watras C.J. & Bloom N.S. 1992. Mercury and methylmercury in individual zooplankton: Implications for bioaccumulation. *Limnology and Oceanography* **37**: 1313–1318.
- Watras C.J., Back R.C., Halvorsen S., Hudson R.J.M., Morrison K.A. & Wente S.P. 1998. Bioaccumulation of mercury in pelagic freshwater food webs. *The Science of the Total Environment* **219**: 183–208.
- Wen Z., Xie P. & Xu J. 2009. Contributions of pelagic and benthic dietary sources to freshwater mussels: evidence from stable carbon isotope analysis. *Journal of Freshwater Ecology* **24**: 425–429.
- Wegrzyn D. & Ortubay S. (Eds.). 2009. Salmónidos en Patagonia–Volumen I. San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina, 164 págs.

- Wetzel R.G. 2001. Limnology: lake and river ecosystems. Academic Press, San Diego, CA, USA, 1006 págs.
- Woodland R.J., Magnan P., Glémet H., Rodríguez M.A. & Cabana G. 2012. Variability and directionality of temporal changes in $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ of aquatic invertebrate primary consumers. *Oecologia* **169**: 199–209.
- Wotton R.J. 1998. Chapter 6: Growth. En: Ecology of teleost fishes. Kluwer Academic Publications, London, UK, págs. 107–139.
- Xu J. & Xie P. 2004. Studies on the food web structure of Lake Donghu using stable carbon and nitrogen isotope ratios. *Journal of Freshwater Ecology* **19**: 645–650.
- Yamamuro M., Kayanne H. & Minagawa M. 1995. Carbon and nitrogen stable isotopes of primary producers in coral reef ecosystems. *Limnology and Oceanography* **40**: 617–621.
- Yang D.Y., Chen Y.W, Gunn J.M. & Belzile N. 2008. Selenium and mercury in organisms: Interactions and mechanisms. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* **16**: 71–92.
- Yoshii K. 1999. Stable isotope analyses of benthic organisms in Lake Baikal. *Hydrobiologia* **411**: 145–159.
- Yoshii K., Melnik N.G., Timoshkin O.A., Bondarenko N.A., Anoshko P.N., Yoshioka T. & Wada E. 1999. Stable isotope analyses of the pelagic food web in Lake Baikal. *Limnology and Oceanography* **44**: 502–511.
- Yoshioka T., Wada E. & Hayashi H. 1994. A stable isotope study on seasonal food web dynamics in a eutrophic lake. *Ecology* **75**: 835–846.
- Yu X., Driscoll C.T., Montesdeoca M., Evers D., Duron M., Williams K., Schoch N. & Kamman N.C. 2011. Spatial patterns of mercury in biota of Adirondack, New York lakes. *Ecotoxicology* **20**: 1543–1554.
- Zambrano L., Valiente E. & Vander Zanden M.J. 2010. Stable isotope variation of a highly heterogeneous shallow freshwater system. *Hydrobiologia* **464**: 327–336.
- Zhang L., Campbell L.M. & Johnson T.B. 2012. Seasonal variation in mercury and food web biomagnification in Lake Ontario, Canada. *Environmental Pollution* **161**: 178–184.
- Zohary T., Erez J. & Stiller M. 1994. Seasonality of stable carbon isotopes within the pelagic food web of Lake Kinneret. *Limnology and Oceanography* **39**: 1030–1043.

ANEXO I: MUESTRAS DUPLICADAS EN EL ANÁLISIS DE ISÓTOPOS ESTABLES

ORGANISMO	BRAZO	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)
Perifiton	ME	8,7	-23,9
Perifiton		8,1	-24,1
Perifiton	MO	2,0	-26,8
Perifiton		2,3	-26,7
<i>Nitella</i> sp.	MO	-5,2	-17,1
<i>Nitella</i> sp.		-5,5	-17,1
<i>Ranunculus</i> sp.	MO	3,7	-26,5
<i>Ranunculus</i> sp.		3,7	-26,6
<i>Myriophyllum quitense</i>	ME	8,5	-13,3
<i>Myriophyllum quitense</i>		8,7	-13,4
<i>Myriophyllum quitense</i>	MO	3,6	-20,3
<i>Myriophyllum quitense</i>		3,7	-20,1
<i>Myriophyllum quitense</i>	ME	6,3	-15,9
<i>Myriophyllum quitense</i>		6,4	-16,0
<i>Myriophyllum quitense</i>	MO	-9,7	-12,1
<i>Myriophyllum quitense</i>		-9,8	-12,0
<i>Myriophyllum quitense</i>	MO	-8,9	-12,3
<i>Myriophyllum quitense</i>		-8,8	-12,4
<i>Schinus patagonicus</i>	ME	0,1	-26,3
<i>Schinus patagonicus</i>		0,2	-26,4
<i>Chilina</i> sp.	MO	2,1	-21,3
<i>Chilina</i> sp.		2,1	-21,2
<i>Chilina</i> sp.	MO	1,8	-14,9
<i>Chilina</i> sp.		1,1	-16,0
<i>Diplodon chilensis</i>	MO	5,8	-25,7
<i>Diplodon chilensis</i>		5,1	-25,9
<i>Diplodon chilensis</i>	MO	6,1	-25,3
<i>Diplodon chilensis</i>		4,9	-25,9
Hirudinea	ME	14,0	-27,6
Hirudinea		14,2	-27,6
Hirudinea	ME	12,5	-24,0
Hirudinea		8,4	-23,5
Plancton F1	MO	3,8	-28,2
Plancton F1		3,7	-28,1
Plancton F2	ME	7,3	-30,1
Plancton F2		6,2	-30,2
Plancton F2	MO	4,7	-23,4
Plancton F2		4,5	-23,4
Plancton F2	ME	4,2	-24,1
Plancton F2		4,2	-23,8
Plancton F3	MO	8,4	-27,6
Plancton F3		8,3	-27,4
Plancton F3	MO	8,3	-28,7
Plancton F3		8,3	-28,6
Plancton F3	ME	9,2	-28,1
Plancton F3		9,3	-28,2
Plancton F3	ME	9,4	-28,9
Plancton F3		9,4	-28,8
Plancton F3	MO	8,0	-29,5

Plancton F3		8,4	-29,5
Plancton F3	ME	9,1	-32,6
Plancton F3		9,7	-32,9
Plancton F3	ME	7,4	-27,1
Plancton F3		7,6	-27,2
<i>Boeckella gracilipes</i>	ME	9,9	-30,0
<i>Boeckella gracilipes</i>		9,8	-30,0
<i>Aegla</i> sp.	MO	7,4	-22,2
<i>Aegla</i> sp.		7,4	-22,2
<i>Samastacus spinifrons</i>	ME	9,3	-23,6
<i>Samastacus spinifrons</i>		9,4	-23,7
<i>Samastacus spinifrons</i>	ME	8,2	-22,7
<i>Samastacus spinifrons</i>		8,2	-22,8
<i>Samastacus spinifrons</i>	MO	6,1	-24,1
<i>Samastacus spinifrons</i>		5,8	-23,2
<i>Hyalella</i> sp.	MO	2,0	-23,8
<i>Hyalella</i> sp.		3,1	-23,8
Larvas de Trichoptera	ME	8,8	-27,0
Larvas de Trichoptera		8,5	-27,8
Larvas de Trichoptera	ME	8,9	-28,4
Larvas de Trichoptera		9,1	-28,4
Larvas de Trichoptera	MO	3,7	-26,1
Larvas de Trichoptera		3,8	-26,2
Larva de Chironomidae	MO	2,1	-23,6
Larva de Chironomidae		2,2	-23,4
Pejerrey Patagónico (juvenil)	ME	8,9	-23,5
Pejerrey Patagónico (juvenil)		8,8	-23,7
Puyén Chico	MO	8,2	-24,2
Puyén Chico		8,2	-24,2
Puyén Chico	ME	10,0	-22,6
Puyén Chico		10,1	-22,5
Puyén Chico	ME	10,5	-22,6
Puyén Chico		10,7	-22,6
Puyén Chico	MO	9,3	-26,8
Puyén Chico		9,4	-26,8
Puyén Chico	ME	8,2	-25,6
Puyén Chico		8,1	-25,5
Puyén Chico	ME	8,2	-25,7
Puyén Chico		8,2	-25,4

Tabla AI.1: Valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las muestras analizadas por duplicado en el Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO).

ANEXO II: CONTROL DE CALIDAD ANALÍTICA EN EL ANÁLISIS DE ISÓTOPOS ESTABLES

PATRÓN	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	N (%)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	C (%)
Grafito (NBS-21) -Patrón de C	-	-	-28,2	105,8
	-	-	-28,2	102,9
	-	-	-28,2	94,8
	-	-	-28,1	104,3
	-	-	-28,1	105,2
	-	-	-27,9	106,2
	-	-	-27,7	106,3
	-	-	-27,7	100,3
	-	-	-27,8	102,2
	-	-	-27,7	95,6
	-	-	-28,0	102,9
	-	-	-27,8	99,5
	-	-	-28,0	95,5
	-	-	-28,1	102,7
Media \pm DS	-	-	-28,0 \pm 0,2	101,7 \pm 4,0
Valor de referencia	-	-	-28,1	100
Sulfato de Amonio (NIST-8548) -Patrón de N	20,2	21,2	-	-
	20,2	20,5	-	-
	20,2	20,1	-	-
	20,0	20,4	-	-
	20,3	19,9	-	-
	20,5	20,8	-	-
	20,4	21,0	-	-
	20,6	21,8	-	-
	20,4	20,9	-	-
	20,3	20,2	-	-
	20,3	18,8	-	-
	20,4	21,6	-	-
20,4	23,1	-	-	
Media \pm DS	20,3 \pm 0,2	20,8 \pm 1,0	-	-
Valor de referencia	20,3	20,0	-	-
Tilapia (<i>Oreochromis</i> sp.) -Patrón de C y N	6,1	-	-20,9	-
	5,8	-	-20,7	-
	6,1	-	-20,9	-
	5,9	-	-20,7	-
	6,0	-	-20,8	-
	6,2	-	-20,7	-
	6,0	-	-20,6	-
	6,0	-	-20,5	-
Media \pm DS	6,0 \pm 0,1	-	-20,7 \pm 0,1	-
Valor de referencia	6,0	-	-20,8	-
Salmón del Atlántico (<i>Salmo salar</i>) -Patrón de C y N	8,7	-	-18,8	-
	8,6	-	-18,7	-
	8,7	-	-18,4	-
	8,8	-	-18,3	-
	8,8	-	-19,9	-
	8,7	-	-18,5	-
	8,6	-	-18,5	-
	8,6	-	-18,4	-

	8,3	-	-18,5	-
	8,7	-	-18,4	-
	8,9	-	-18,4	-
Media ± DS	8,7 ± 0,1	-	-18,6 ± 0,4	-
Valor de referencia	8,7	-	-18,6	-
Sulfanilamida	-6,0	16,3	-29,7	41,8
	-6,2	15,7	-29,6	40,3
	-5,6	16,3	-29,2	41,8
	-5,5	16,2	-29,2	42,7
	-6,5	16,3	-29,4	41,8
	-6,6	16,9	-29,4	43,0
	-5,9	16,3	-29,1	41,8
	-6,1	17,3	-29,3	45,0
	-6,2	16,3	-29,2	41,8
	-6,4	16,9	-29,3	44,0
	-6,3	16,3	-29,3	41,8
	-6,4	17,3	-29,4	44,5
	-5,5	16,3	-29,2	41,8
-5,4	16,0	-29,3	41,9	
Media ± DS	-6,0 ± 0,4	16,4 ± 0,5	-29,3 ± 0,2	42,5 ± 1,3
Valor de referencia	-	16,2	-	41,8
Sangre de pollo -Patrón de C y N	4,5	-	-20,3	-
	4,5	-	-20,2	-
	5,0	-	-20,1	-
	4,7	-	-20,1	-
	4,6	-	-20,2	-
	4,5	-	-20,1	-
Media ± DS	4,6 ± 0,2	-	-20,2 ± 0,1	-
Valor de referencia	4,4	-	-20,2	-
Ultra Carbon Rod Standard -Patrón de C	-	-	-25,6	-
	-	-	-25,5	-
	-	-	-25,4	-
	-	-	-25,7	-
	-	-	-25,6	-
Media ± DS	-	-	-25,6 ± 0,1	-
Valor de referencia	-	-	-25,6	-

Tabla AII.1: Control de calidad analítica; valores de $\delta^{15}\text{N}$, $\delta^{13}\text{C}$ y porcentajes de N y C en Materiales de Referencia Certificados y los valores de referencia.

ANEXO III: RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS ESTADÍSTICOS

ESPECIE	n	$\delta^{15}\text{N}$		$\delta^{13}\text{C}$	
		W	p	W	p
Perifiton	8	0,883	0,200	0,898	0,279
<i>Myriophyllum quitense</i>	12	0,909	0,206	0,919	0,275
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	12	0,944	0,556	0,969	0,869
Plancton F1	19	0,870	0,014	0,922	0,125
Plancton F2	43	0,948	0,052	0,909	0,002
Plancton F3	52	0,816	< 0,0001	0,928	0,004
Hirudinea	5	0,883	0,322	0,769	0,044
<i>Chilina</i> sp.	9	0,855	0,084	0,940	0,582
<i>Diplodon chilensis</i>	28	0,974	0,703	0,868	0,002
<i>Aegla</i> sp.	7	0,931	0,558	0,946	0,689
<i>Samastacus spinifrons</i>	19	0,933	0,193	0,955	0,477
<i>Hyalella</i> sp.	9	0,808	0,025	0,951	0,705
Ephemeroptera (larvas)	5	0,971	0,883	0,840	0,164
Odonata (larvas)	6	0,932	0,596	0,889	0,313
Plecoptera (larvas)	6	0,924	0,536	0,901	0,377
Trichoptera (larvas)	17	0,929	0,210	0,989	0,998
Chironomidae (larvas)	6	0,889	0,314	0,718	0,009
Bagre Aterciopelado	7	0,926	0,519	0,860	0,151
Trucha Arco Iris	14	0,952	0,598	0,952	0,595
Trucha Arco Iris (juveniles)	9	0,870	0,124	0,820	0,034
Trucha de Arroyo	13	0,907	0,169	0,954	0,657
Trucha de Arroyo (juveniles)	5	0,891	0,361	0,783	0,059
Puyén Chico	44	0,977	0,518	0,980	0,632
Perca Criolla	34	0,945	0,088	0,967	0,389

Tabla AIII.1: Resultados del Test de Normalidad-Shapiro-Wilk para comprobar la normalidad de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de los taxones muestreados en el Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican distribución Normal.

CONTRASTE	$\delta^{15}\text{N}$	$\delta^{13}\text{C}$
Peces vs. macroinvertebrados	< 0,0001	0,977
Peces vs. plancton	< 0,0001	< 0,0001
Peces vs. productores primarios	< 0,0001	0,985
Macroinvertebrados vs. plancton	0,057	< 0,0001
Macroinvertebrados vs. productores primarios	< 0,0001	0,919
Plancton vs. productores primarios	< 0,0001	< 0,0001

Tabla AIII.2: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para comparar los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre las diferentes comunidades del Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las comunidades.

CONTRASTE	$\delta^{15}\text{N}$	$\delta^{13}\text{C}$
Trucha de Arroyo vs. Pejerrey Patagónico juvenil	< 0,0001	0,783
Trucha de Arroyo vs. Arco Iris juvenil	< 0,0001	0,858
Trucha de Arroyo vs. Bagre Aterciopelado	< 0,0001	0,985
Trucha de Arroyo vs. Puyén Chico	< 0,0001	0,965
Trucha de Arroyo vs. Perca Criolla	0,054	0,038
Trucha de Arroyo vs. Trucha de Arroyo juvenil	0,643	1,000
Trucha de Arroyo vs. Trucha Arco Iris	1,000	0,365
Trucha Arco Iris vs. Pejerrey Patagónico juvenil	< 0,0001	1,000
Trucha Arco Iris vs. Trucha Arco Iris juvenil	< 0,0001	0,999
Trucha Arco Iris vs. Bagre Aterciopelado	< 0,0001	0,120
Trucha Arco Iris vs. Puyén Grande	< 0,0001	0,710
Trucha Arco Iris vs. Perca Criolla	0,155	0,999
Trucha Arco Iris vs. Trucha de Arroyo juvenil	0,819	0,946
Trucha de Arroyo juvenil vs. Pejerrey Patagónico juvenil	0,050	0,981
Trucha de Arroyo juvenil vs. Arco Iris juvenil	0,009	0,998
Trucha de Arroyo juvenil vs. Bagre Aterciopelado	0,196	0,943
Trucha de Arroyo juvenil vs. Puyén Chico	0,255	1,000
Trucha de Arroyo juvenil vs. Perca Criolla	1,000	0,723
Perca Criolla vs. Pejerrey Patagónico juvenil	0,006	1,000
Perca Criolla vs. Trucha Arco Iris juvenil	< 0,0001	0,944
Perca Criolla vs. Bagre Aterciopelado	0,020	0,014
Perca Criolla vs. Puyén Chico	0,0002	0,050
Puyén Chico vs. Pejerrey Patagónico juvenil	0,618	0,965
Puyén Chico vs. Trucha Arco Iris juvenil	0,221	0,995
Puyén Chico vs. Bagre Aterciopelado	0,989	0,577
Bagre Aterciopelado vs. Pejerrey Patagónico juvenil	0,981	0,430
Bagre Aterciopelado vs. Trucha Arco Iris juvenil	0,956	0,456
Trucha Arco Iris juvenil vs. Pejerrey Patagónico juvenil	1,000	1,000

Tabla AIII.3: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de las diferentes especies de peces en el Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las especies.

CONTRASTE	$\delta^{15}\text{N}$	$\delta^{13}\text{C}$
Hirudinea vs. Larvas de Chironomidae	< 0,0001	1,000
Hirudinea vs. <i>Chilina</i> sp.	< 0,0001	< 0,0001
Hirudinea vs. Larvas de Odonata	0,0001	0,862
Hirudinea vs. <i>Diplodon chilensis</i>	0,0001	1,000
Hirudinea vs. Larvas de Trichoptera	0,001	0,748
Hirudinea vs. <i>Hyaella</i> sp.	0,006	0,999
Hirudinea vs. Larvas de Plecoptera	0,039	0,445
Hirudinea vs. Larvas de Ephemeroptera	0,113	0,948
Hirudinea vs. <i>Samastacus spinifrons</i>	0,014	0,356
Hirudinea vs. <i>Aegla</i> sp.	0,788	0,520
<i>Aegla</i> sp. vs. Larvas de Chironomidae	< 0,0001	0,911
<i>Aegla</i> sp. vs. <i>Chilina</i> sp.	< 0,0001	0,068
<i>Aegla</i> sp. vs. Larvas de Odonata	0,025	1,000
<i>Aegla</i> sp. vs. <i>Diplodon chilensis</i>	0,053	0,056
<i>Aegla</i> sp. vs. Larvas de Trichoptera	0,157	0,0001
<i>Aegla</i> sp. vs. <i>Hyaella</i> sp.	0,426	0,884

<i>Aegla</i> sp. vs. Larvas de Plecoptera	0,777	0,0003
<i>Aegla</i> sp. vs. Larvas de Ephemeroptera	0,936	1,000
<i>Aegla</i> sp. vs. <i>Samastacus spinifrons</i>	0,743	1,000
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. Larvas de Chironomidae	0,0004	0,842
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. <i>Chilina</i> sp.	< 0,0001	0,004
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. Larvas de Odonata	0,354	1,000
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. <i>Diplodon chilensis</i>	0,724	0,001
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. Larvas de Trichoptera	0,954	< 0,0001
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. <i>Hyaella</i> sp.	0,999	0,756
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. Larvas de Plecoptera	1,000	< 0,0001
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. Larvas de Ephemeroptera	1,000	1,000
Larvas de Ephemeroptera vs. Larvas de Chironomidae	0,020	1,000
Larvas de Ephemeroptera vs. <i>Chilina</i> sp.	0,015	0,021
Larvas de Ephemeroptera vs. Larvas de Odonata	0,747	1,000
Larvas de Ephemeroptera vs. <i>Diplodon chilensis</i>	0,989	0,648
Larvas de Ephemeroptera vs. Larvas de Trichoptera	0,999	0,021
Larvas de Ephemeroptera vs. <i>Hyaella</i> sp.	1,000	1,000
Larvas de Ephemeroptera vs. Larvas de Plecoptera	1,000	0,012
Larvas de Plecoptera vs. Larvas de Chironomidae	0,028	0,071
Larvas de Plecoptera vs. <i>Chilina</i> sp.	0,020	< 0,0001
Larvas de Plecoptera vs. Larvas de Odonata	0,850	0,003
Larvas de Plecoptera vs. <i>Diplodon chilensis</i>	0,999	0,142
Larvas de Plecoptera vs. Larvas de Trichoptera	1,000	0,997
Larvas de Plecoptera vs. <i>Hyaella</i> sp.	1,000	0,023
<i>Hyaella</i> sp. vs. Larvas de Chironomidae	0,027	1,000
<i>Hyaella</i> sp. vs. <i>Chilina</i> sp.	0,016	< 0,0001
<i>Hyaella</i> sp. vs. Larvas de Odonata	0,916	0,996
<i>Hyaella</i> sp. vs. <i>Diplodon chilensis</i>	1,000	0,919
<i>Hyaella</i> sp. vs. Larvas de Trichoptera	1,000	0,032
Larvas de Trichoptera vs. Larvas de Chironomidae	0,016	0,137
Larvas de Trichoptera vs. <i>Chilina</i> sp.	0,007	< 0,0001
Larvas de Trichoptera vs. Larvas de Odonata	0,934	0,004
Larvas de Trichoptera vs. <i>Diplodon chilensis</i>	1,000	0,189
<i>Diplodon chilensis</i> vs. Larvas de Chironomidae	0,018	0,984
<i>Diplodon chilensis</i> vs. <i>Chilina</i> sp.	0,006	< 0,0001
<i>Diplodon chilensis</i> vs. Larvas de Odonata	0,969	0,370
Larvas de Odonata vs. Larvas de Chironomidae	0,762	0,997
Larvas de Odonata vs. <i>Chilina</i> sp.	0,791	0,021
<i>Chilina</i> sp. vs. Larvas de Chironomidae	1,000	0,001

Tabla AIII.4: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre los diferentes grupos de macroinvertebrados en el Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los grupos.

CONTRASTE	$\delta^{15}\text{N}$	$\delta^{13}\text{C}$
F3 vs. F2	< 0,0001	< 0,0001
F3 vs. F1	< 0,0001	< 0,0001
F1 vs. F2	0,658	0,550

Tabla AIII.5: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre las fracciones del plancton en el Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las fracciones.

FRACCIÓN	CONTRASTE	$\delta^{15}\text{N}$	$\delta^{13}\text{C}$
F1 +F2	GP vs PP	0,546	0,278
	GP vs LL	0,962	0,717
	PP vs LL	0,392	0,850
F3	GP vs PP	0,984	0,146
	GP vs LL	0,990	0,788
	PP vs LL	1,000	0,575

Tabla AIII.6: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre los diferentes sitios de muestreo en el Moreno Oeste de las tres fracciones de plancton. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los sitios de muestreo.

CONTRASTE	$\delta^{15}\text{N}$	$\delta^{13}\text{C}$
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i> vs. <i>Myriophyllum quitense</i>	0,036	< 0,0001
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i> vs. Detritos	0,488	0,999
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i> vs. Hojas de árboles	0,419	0,965
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i> vs. Perifiton	0,999	0,045
Perifiton vs. <i>Myriophyllum quitense</i>	0,133	< 0,0001
Perifiton vs. Detritos	0,686	0,099
Perifiton vs. Hojas de árboles	0,670	0,016
Hojas de árboles vs. <i>Myriophyllum</i> sp.	0,844	< 0,0001
Hojas de árboles vs. Detritos	1,000	0,999
Detritos vs. <i>Myriophyllum quitense</i>	0,963	< 0,0001

Tabla AIII.7: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre macrófitas, perifiton, detritos y hojas de árboles en el Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los grupos.

CONTRASTE	$\delta^{15}\text{N}$	$\delta^{13}\text{C}$
Macrófitas emergentes vs. Macrófitas sumergidas	0,0002	< 0,0001
Macrófitas emergentes vs. Detritos	0,466	0,997
Macrófitas emergentes vs. Hojas de árboles	0,369	0,930
Macrófitas emergentes vs. Perifiton	0,997	0,039
Perifiton vs. Macrófitas sumergidas	0,011	< 0,0001
Perifiton vs. Detritos	0,740	0,105
Perifiton vs. Hojas de árboles	0,726	0,016
Hojas de árboles vs. Macrófitas sumergidas	0,239	< 0,0001
Hojas de árboles vs. Detritos	1,000	0,999
Detritos vs. Macrófitas sumergidas	0,552	< 0,0001

Tabla AIII.8: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre los diferentes grupos de productores primarios

en el lago Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los grupos.

CONTRASTE	<i>p</i>
Trucha Arco Iris vs. Trucha Arco Iris juvenil	< 0,0001
Trucha Arco Iris vs. Bagre Aterciopelado	< 0,0001
Trucha Arco Iris vs. Puyén Chico	< 0,0001
Trucha Arco Iris vs. Trucha de Arroyo juvenil	0,017
Trucha Arco Iris vs. Perca Criolla	0,003
Trucha Arco Iris vs. Trucha de Arroyo	0,975
Trucha de Arroyo vs. Trucha Arco Iris juvenil	< 0,0001
Trucha de Arroyo vs. Bagre Aterciopelado	< 0,0001
Trucha de Arroyo vs. Puyén Chico	< 0,0001
Trucha de Arroyo vs. Trucha de Arroyo juvenil	0,107
Trucha de Arroyo vs. Perca Criolla	0,100
Perca Criolla vs. Trucha Arco Iris juvenil	< 0,0001
Perca Criolla vs. Bagre Aterciopelado	< 0,0001
Perca Criolla vs. Puyén Chico	< 0,0001
Perca Criolla vs. Trucha de Arroyo juvenil	0,923
Trucha de Arroyo juvenil vs. Trucha de Arroyo juvenil	0,002
Trucha de Arroyo juvenil vs. Bagre Aterciopelado	0,003
Trucha de Arroyo juvenil vs. Puyén Chico	0,002
Puyén Chico vs. Trucha Arco Iris juvenil	0,983
Puyén Chico vs. Bagre Aterciopelado	0,992
Bagre Aterciopelado vs. Trucha Arco Iris juvenil	1,000

Tabla AIII.9: Valores de *p* resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de la posición trófica estimada entre los peces del Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en la posición trófica entre las especies.

CONTRASTE	<i>p</i>
Hirudinea vs. <i>Chilina</i> sp.	< 0,0001
Hirudinea vs. <i>Diplodon chilensis</i>	< 0,0001
Hirudinea vs. Larvas de Chironomidae	< 0,0001
Hirudinea vs. Larvas de Odonata	0,0001
Hirudinea vs. Larvas de Trichoptera	0,001
Hirudinea vs. <i>Hyaella</i> sp.	0,006
Hirudinea vs. Larvas de Plecoptera	0,040
Hirudinea vs. Larvas de Ephemeroptera	0,115
Hirudinea vs. <i>Samastacus spinifrons</i>	0,015
Hirudinea vs. <i>Aegla</i> sp.	0,787
<i>Aegla</i> sp. vs. <i>Chilina</i> sp.	< 0,0001
<i>Aegla</i> sp. vs. <i>Diplodon chilensis</i>	< 0,0001
<i>Aegla</i> sp. vs. Larvas de Chironomidae	< 0,0001
<i>Aegla</i> sp. vs. Larvas de Odonata	0,026
<i>Aegla</i> sp. vs. Larvas de Trichoptera	0,161
<i>Aegla</i> sp. vs. <i>Hyaella</i> sp.	0,431
<i>Aegla</i> sp. vs. Larvas de Plecoptera	0,784
<i>Aegla</i> sp. vs. Larvas de Ephemeroptera	0,939
<i>Aegla</i> sp. vs. <i>Samastacus spinifrons</i>	0,752

<i>Samastacus spinifrons</i> vs. <i>Chilina</i> sp.	< 0,0001
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. <i>Diplodon chilensis</i>	< 0,0001
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. Larvas de Chironomidae	0,0004
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. Larvas de Odonata	0,358
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. Larvas de Trichoptera	0,953
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. <i>Hyaella</i> sp.	0,999
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. Larvas de Plecoptera	1,000
<i>Samastacus spinifrons</i> vs. Larvas de Ephemeroptera	1,000
Larvas de Ephemeroptera vs. <i>Chilina</i> sp.	< 0,0001
Larvas de Ephemeroptera vs. <i>Diplodon chilensis</i>	< 0,0001
Larvas de Ephemeroptera vs. Larvas de Chironomidae	0,021
Larvas de Ephemeroptera vs. Larvas de Odonata	0,751
Larvas de Ephemeroptera vs. Larvas de Trichoptera	0,999
Larvas de Ephemeroptera vs. <i>Hyaella</i> sp.	1,000
Larvas de Ephemeroptera vs. Larvas de Plecoptera	1,000
Larvas de Plecoptera vs. <i>Chilina</i> sp.	< 0,0001
Larvas de Plecoptera vs. <i>Diplodon chilensis</i>	< 0,0001
Larvas de Plecoptera vs. Larvas de Chironomidae	0,029
Larvas de Plecoptera vs. Larvas de Odonata	0,852
Larvas de Plecoptera vs. Larvas de Trichoptera	1,000
Larvas de Plecoptera vs. <i>Hyaella</i> sp.	1,000
<i>Hyaella</i> sp. vs. <i>Chilina</i> sp.	< 0,0001
<i>Hyaella</i> sp. vs. <i>Diplodon chilensis</i>	< 0,0001
<i>Hyaella</i> sp. vs. Larvas de Chironomidae	0,028
<i>Hyaella</i> sp. vs. Larvas de Odonata	0,920
<i>Hyaella</i> sp. vs. Larvas de Trichoptera	1,000
Larvas de Trichoptera vs. <i>Chilina</i> sp.	< 0,0001
Larvas de Trichoptera vs. <i>Diplodon chilensis</i>	< 0,0001
Larvas de Trichoptera vs. Larvas de Chironomidae	0,017
Larvas de Trichoptera vs. Larvas de Odonata	0,937
Larvas de Odonata vs. <i>Chilina</i> sp.	0,0002
Larvas de Odonata vs. <i>Diplodon chilensis</i>	< 0,0001
Larvas de Odonata vs. Larvas de Chironomidae	0,763
Larvas de Chironomidae vs. <i>Chilina</i> sp.	0,156
Larvas de Chironomidae vs. <i>Diplodon chilensis</i>	0,044
<i>Diplodon chilensis</i> vs. <i>Chilina</i> sp.	1,000

Tabla AIII.10: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de la posición trófica estimada entre los grupos de macroinvertebrados del Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los grupos.

BRAZO	n	G.L.	$\delta^{15}\text{N}$		$\delta^{13}\text{C}$	
			t	p	t	p
ME	31	29	-6,276	< 0,0001	-1,055	0,300
MO	40	38	-0,060	0,952	3,230	0,003

Tabla AIII.11: Resultados del Test $-t$ de diferencia de medias para comparar los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre los ejemplares de Puyén Chico analizados enteros y los analizados sin cabeza ni tubo digestivo en el Moreno Este (ME) y el Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los tratamientos.

BRAZO	n	G.L.	FRACCIONES	$\delta^{15}\text{N}$		$\delta^{13}\text{C}$	
				t	p	t	p
ME	10	8	F2	-1,015	0,340	-0,539	0,606
	12	10	F3	0,644	0,534	-0,055	9,958
MO	10	8	F2	-0,422	0,684	-0,574	0,582
	12	10	F3	-0,018	0,986	-1,078	0,306

Tabla AIII.12: Resultados del Test -t de diferencia de medias para comparar los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ en las fracciones de plancton muestreadas a dos profundidades diferentes en el Moreno Este (ME) y el Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las profundidades.

ESPECIE	$\delta^{15}\text{N}$			$\delta^{13}\text{C}$		
	r	p	R ²	r	p	R ²
<i>Diplodon chilensis</i>	0,018	0,930	0,000	0,394	0,127	0,09
<i>Samastacus spinifrons</i>	0,842	0,002	0,71	-0,376	0,284	0,141
Bagre Aterciopelado	-0,340	0,460	0,11	-0,070	0,882	0,005
Trucha Arco Iris	0,818	< 0,0001	0,67	0,184	0,400	0,03
Trucha de Arroyo	0,420	0,083	0,08	0,014	0,956	0,0002
Puyén Chico	-0,650	< 0,001	0,42	0,130	0,519	0,017
Perca Criolla	-0,09	0,620	0,08	0,312	0,073	0,10

Tabla AIII.13: Resultados del Test de Correlación de Pearson (r) entre el largo total de los individuos y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ en el Lago Perito Moreno en *Diplodon chilensis*, *Samastacus spinifrons*, Bagre Aterciopelado, Trucha Arco Iris, Trucha de Arroyo, Puyén Chico, Perca Criolla. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las especies.

CONTRASTE	$\delta^{15}\text{N}$		$\delta^{13}\text{C}$	
	ME	MO	ME	MO
Peces vs. Macroinvertebrados	< 0,0001	< 0,0001	0,441	0,009
Peces vs. Plancton	< 0,0001	< 0,0001	0,006	< 0,0001
Peces vs. Productores primarios	< 0,0001	< 0,0001	0,971	0,943
Macroinvertebrados vs. Plancton	0,302	0,018	< 0,0001	< 0,0001
Macroinvertebrados vs. Productores primarios	< 0,0001	< 0,0001	0,859	0,238
Plancton vs. Productores primarios	0,002	< 0,0001	0,016	< 0,0001

Tabla AIII.14: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre las diferentes comunidades en el Moreno Este (ME) y el Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las comunidades.

CONTRASTE	$\delta^{15}\text{N}$		$\delta^{13}\text{C}$	
	ME	MO	ME	MO
Trucha Arco Iris vs. Puyén Chico	< 0,0001	< 0,0001	0,283	0,995
Trucha Arco Iris vs. Perca Criolla	0,089	0,009	0,903	0,036
Trucha Arco Iris vs. Trucha de Arroyo	0,929	1,000	0,088	0,501
Trucha de Arroyo vs. Puyén Chico	< 0,0001	< 0,0001	0,449	0,258
Trucha de Arroyo vs. Perca Criolla	0,249	0,003	0,128	0,0001
Perca Criolla vs. Puyén Chico	< 0,0001	0,001	0,788	0,020

Tabla AIII.15: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ entre las diferentes especies de peces entre el Moreno Este (ME) y el Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las especies.

CONTRASTE	$\delta^{15}\text{N}$		$\delta^{13}\text{C}$	
	ME	MO	ME	MO
F3 vs. F2	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
F3 vs. F1	0,0002	< 0,0001	0,001	0,003
F1 vs. F2	0,779	0,798	0,950	0,518

Tabla AIII.16 Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test de post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de las fracciones de plancton entre sí en el Moreno Este (ME) y el Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las fracciones.

CONTRASTE	p -ME	p -MO
Trucha Arco Iris vs. Puyén Chico	< 0,0001	< 0,0001
Trucha Arco Iris vs. Perca Criolla	0,068	0,040
Trucha Arco Iris vs. Trucha de Arroyo	0,997	0,839
Trucha de Arroyo vs. Puyén Chico	< 0,0001	< 0,0001
Trucha de Arroyo vs. Perca Criolla	0,114	0,005
Perca Criolla vs. Puyén Chico	< 0,0001	< 0,0001

Tabla AIII.17: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test de post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de la posición trófica estimada en los peces en el Moreno Este (ME) y en el Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en la posición trófica entre las especies.

COMUNIDADES	n	$G.L.$	$\delta^{15}\text{N}$		$\delta^{13}\text{C}$	
			t	p	t	p
Peces	97	95	3,550	0,001	-8,215	< 0,0001
Plancton	114	112	2,101	0,038	-1,497	0,137
Productores primarios	44	42	3,761	0,001	-1,213	0,232
Macroinvertebrados	111	109	8,631	< 0,0001	-0,096	0,924

Tabla AIII.18: Resultados del Test- t de diferencia de medias para la comparación de las diferentes comunidades entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en las comunidades entre los dos brazos.

ESPECIES	n	$G.L.$	$\delta^{15}\text{N}$		$\delta^{13}\text{C}$	
			t	p	t	p
Trucha Arco Iris	14	12	5,393	0,0002	-2,249	0,032
Trucha de Arroyo	18	16	2,675	0,017	-3,208	0,005
Puyén Chico	71	69	8,818	< 0,0001	-2,003	0,052
Perca Criolla	34	32	5,808	< 0,0001	-5,676	< 0,0001

Tabla AIII.19: Resultados del Test - t de diferencia de medias para los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de los peces entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las especies.

FRACCIONES	n	G.L.	$\delta^{15}\text{N}$		$\delta^{13}\text{C}$	
			t	p	t	p
F1	19	17	0,991	0,335	0,017	0,987
F2	43	41	0,812	0,421	-0,704	0,486
F3	52	50	2,854	0,006	-2,087	0,042

Tabla AIII.20: Resultados del Test -t para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ de las fracciones de plancton entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en las fracciones entre los brazos.

ESPECIE	t	p
Trucha Arco Iris	2,179	0,062
Trucha de Arroyo	2,201	0,613
Puyén Chico	2,060	0,102
Perca Criolla	2,037	0,187

Tabla AIII.21: Resultados del Test -t para la comparación de la posición trófica estimada de los peces entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en la posición trófica estimada entre las especies.

ESPECIE	BRAZO	$\delta^{15}\text{N}$			$\delta^{13}\text{C}$		
		r	p	R ²	r	p	R ²
Trucha Arco Iris	ME	0,156	0,739	0,024	-0,146	0,754	0,021
Trucha de Arroyo		0,631	0,068	0,398	-0,082	0,834	0,007
Puyén Chico		-0,874	< 0,0001	0,764	0,735	0,002	0,540
Perca Criolla		-0,043	0,867	0,002	0,381	0,119	0,145
Trucha Arco Iris	MO	-0,054	0,908	0,003	0,388	0,390	0,150
Trucha de Arroyo		0,494	0,176	0,244	0,094	0,809	0,009
Puyén Chico		-0,730	0,007	0,532	0,796	0,002	0,633
Perca Criolla		0,165	0,542	0,027	0,140	0,604	0,020

Tabla AIII.22: Correlación de Pearson (r) entre el largo total y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de los peces del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las variables.

CONTRASTE	F1 + F2				F3			
	ME		MO		ME		MO	
	$\delta^{15}\text{N}$	$\delta^{13}\text{C}$	$\delta^{15}\text{N}$	$\delta^{13}\text{C}$	$\delta^{15}\text{N}$	$\delta^{13}\text{C}$	$\delta^{15}\text{N}$	$\delta^{13}\text{C}$
P vs. O	0,736	0,0002	0,998	< 0,0001	0,03	< 0,0001	0,054	< 0,0001
P vs. V	0,746	0,001	0,858	< 0,0001	0,226	0,0002	0,968	< 0,0001
P vs. I	0,620	0,02	0,180	0,03	0,314	< 0,0001	0,717	0,007
I vs. O	0,985	0,003	0,131	0,0003	0,630	0,275	0,001	0,02
I vs. V	0,999	0,431	0,570	0,057	0,996	0,987	0,493	0,191
V vs. O	0,998	0,267	0,883	0,431	0,764	0,153	0,01	0,826

Tabla AIII.23: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test de post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$ estacionalmente en plancton en el Moreno Este (ME) y en el Moreno Oeste (MO). Los códigos corresponden a: P-Primavera, O-Otoño, V-Verano, I-Invierno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las estaciones.

CONTRASTE	[THg]		[Se]	
	ME	MO	ME	MO
F1 vs. F2	0,005	0,006	0,866	0,718
F1 vs. F3	0,001	0,001	0,0002	0,009
F2 vs. F3	0,696	0,743	< 0,0001	< 0,0001

Tabla AIII.24: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test de post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de [THg] y de [Se] en el plancton del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en [THg] y [Se] entre las fracciones de cada brazo.

CONTRASTE	F1	F2	F3
Otoño vs. Verano	0,007	0,837	0,518
Otoño vs. Invierno	0,016	1,000	0,891
Otoño vs. Primavera	0,043	0,973	0,455
Primavera vs. Verano	0,928	0,985	1,000
Primavera vs. Invierno	0,997	0,960	0,180
Invierno vs. Verano	0,972	0,820	0,223

Tabla AIII.25: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test de post-hoc Tukey (HSD) para la comparación estacional de los valores de [THg] en el plancton en el Lago Perito Moreno. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las estaciones.

FRACCIÓN	CONTRASTE	[THg]	[Se]
F1	GP vs PP	0,326	0,906
	GP vs LL	0,927	0,942
	PP vs LL	0,590	1,000
F2	GP vs PP	0,813	0,650
	GP vs LL	0,571	0,999
	PP vs LL	0,771	0,613
F3	GP vs PP	0,212	1,000
	GP vs LL	0,963	0,416
	PP vs LL	0,407	0,279

Tabla AIII.26: Valores de p resultantes del Test de ANOVA y Test post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de las [THg] y [Se] entre los diferentes sitios de muestreo en el Moreno Oeste de las tres fracciones de plancton. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los sitios de muestreo.

CONTRASTE	[THg]		[Se]	
	ME	MO	ME	MO
Perca Criolla vs. Trucha Arco Iris	0,037	0,706	0,103	0,100
Perca Criolla vs. Puyén Chico	< 0,0001	0,962	0,0002	0,829
Perca Criolla vs. Trucha de Arroyo	1,000	0,983	0,540	0,960
Perca Criolla vs. Bagre Aterciopelado	1,000	-	0,364	-
Bagre Aterciopelado vs. Trucha Arco Iris	0,156	-	0,979	-
Bagre Aterciopelado vs. Puyén Chico	0,009	-	< 0,0001	-
Bagre Aterciopelado vs. Trucha de Arroyo	0,999	-	0,999	-
Trucha de Arroyo vs. Trucha Arco Iris	0,099	0,978	0,926	0,577
Trucha de Arroyo vs. Puyén Chico	0,006	0,841	< 0,0001	0,597
Puyén Chico vs. Trucha Arco Iris	0,896	0,412	< 0,0001	0,017
Trucha Arco Iris (juvenil) vs. Trucha Arco Iris	-	0,538	-	0,005
Trucha Arco Iris (juvenil) vs. Trucha de Arroyo	-	0,906	-	0,308

Trucha Arco Iris (juvenil) vs. Puyén Chico	-	1,000	-	0,960
Trucha Arco Iris (juvenil) vs. Perca Criolla	-	0,989	-	0,454

Tabla AIII.27: Resultados del Test de ANOVA y Test de post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de [THg] y [Se] en los peces del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre las especies.

CONTRASTE	[THg]		[Se]	
	ME	MO	ME	MO
Plancton vs. Macroinvertebrados	0,001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
Plancton vs. Productores primarios	0,006	0,002	< 0,0001	< 0,0001
Plancton vs. Peces	0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
Productores primarios vs. Peces	1,000	1,000	< 0,0001	< 0,0001
Productores primarios vs. Macroinvertebrados	1,000	0,997	< 0,0001	< 0,0001
Macroinvertebrados vs. Peces	1,000	0,999	0,691	0,642

Tabla AIII.28: Resultados del Test de ANOVA y Test de post-hoc Tukey (HSD) para la comparación de los valores de [THg] y [Se] en las comunidades del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en [THg] y [Se] entre las comunidades.

ORGANISMOS	<i>n</i>	G.L.	<i>t</i>	<i>p</i>
Perifiton	6	4	-0,040	0,970
<i>Myriophyllum quitense</i>	12	10	-0,584	0,572
Hojas de árboles	9	7	-1,986	0,087
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	11	9	-1,520	0,163

Tabla AIII.29: Resultados del Test *t* para la comparación de las [THg] en perifiton, macrófitas y hojas de árboles entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas entre los organismos.

FRACCIONES	<i>n</i>	G.L.	[THg]		[Se]	
			<i>t</i>	<i>p</i>	<i>t</i>	<i>p</i>
F1	17	15	0,676	0,509	-0,332	0,745
F2	43	41	0,300	0,765	-0,206	0,838
F3	52	50	0,120	0,905	0,604	0,548

Tabla AIII.30 Resultados del Test *t* para la comparación de [THg] y [Se] en plancton entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en [THg] y [Se] de las fracciones entre los brazos.

ESPECIES	<i>n</i>	G.L.	[THg]		[Se]	
			<i>t</i>	<i>p</i>	<i>t</i>	<i>p</i>
Trucha Arco Iris	14	12	0,665	0,518	-0,858	0,408
Trucha de Arroyo	18	16	0,886	0,388	-0,938	0,362
Puyén Chico	27	25	-2,390	0,025	2,778	0,010
Perca Criolla	34	32	1,248	0,221	1,774	0,086

Tabla AIII.31: Resultados del Test *t* para la comparación de [THg] y [Se] en peces entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en [THg] y [Se] de los peces entre los brazos.

ESPECIES	n	G.L.	[THg]		[Se]	
			t	p	t	p
Productores primarios	39	37	-0,982	0,332	0,403	0,689
Macroinvertebrados	111	109	2,172	0,032	-0,902	0,369
Plancton	114	112	0,147	0,883	0,018	0,985
Peces	142	140	0,914	0,362	1,573	0,118

Tabla AIII.32: Resultados del Test -t para la comparación de [THg] y [Se] en las comunidades entre el Moreno Este y el Moreno Oeste. Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican diferencias significativas en [THg] y [Se] de las comunidades entre los brazos.

CORRELACIÓN	ME			MO		
	r	p	R ²	r	p	R ²
Log[THg] vs. $\delta^{13}\text{C}$	-0,085	0,762	0,01	-0,145	0,530	0,02
Log[Se] vs. $\delta^{13}\text{C}$	0,360	0,250	0,13	-0,066	0,777	0
Se/Hg molar vs. $\delta^{13}\text{C}$	0,315	0,319	0,11	0,359	0,189	0,13

Tabla AIII.33: Correlación de Pearson (*r*) entre Log[THg] y Log[Se] y los valores de Se/Hg molar y los valores de $\delta^{13}\text{C}$ de las macrófitas, perifiton, detritos, y hojas de árboles del Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las variables.

CORRELACIÓN	ME			MO		
	r	p	R ²	r	p	R ²
Log[THg] vs. $\delta^{15}\text{N}$	-0,238	0,111	0,06	-0,373	0,002	0,14
Log[THg] vs. $\delta^{13}\text{C}$	0,353	0,016	0,12	0,306	0,011	0,09
Log[Se] vs. $\delta^{15}\text{N}$	0,478	0,001	0,23	0,452	< 0,0001	0,35
Log[Se] vs. $\delta^{13}\text{C}$	-0,315	0,035	0,10	-0,482	< 0,0001	0,23
Se/Hg molar vs. $\delta^{15}\text{N}$	0,200	0,188	0,04	0,295	0,017	0,09
Se/Hg molar vs. $\delta^{13}\text{C}$	-0,347	0,02	0,12	-0,225	0,071	0,05

Tabla AIII.34: Correlación de Pearson (*r*) entre Log[THg], Log[Se] y los valores de Se/Hg molar, y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de las fracciones de plancton del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las variables.

CORRELACIÓN	ME			MO		
	r	p	R ²	r	p	R ²
Log[THg] vs. $\delta^{15}\text{N}$	-0,137	0,477	0,02	0,045	0,695	0
Log[THg] vs. $\delta^{13}\text{C}$	0,122	0,529	0,01	-0,324	0,004	0,11
Log[Se] vs. $\delta^{15}\text{N}$	0,211	0,238	0,03	0,232	0,04	0,05
Log[Se] vs. $\delta^{13}\text{C}$	0,236	0,187	0,06	-0,327	0,003	0,11
Se/Hg molar vs. $\delta^{15}\text{N}$	0,166	0,389	0,03	0,095	0,410	0,01
Se/Hg molar vs. $\delta^{13}\text{C}$	-0,081	0,676	0,01	0,025	0,829	0

Tabla AIII.35: Correlación de Pearson (*r*) entre Log[THg], Log[Se] y los valores de Se/Hg molar y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de los macroinvertebrados del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las variables.

CONTRASTE	ME			MO		
	<i>r</i>	<i>p</i>	R ²	<i>r</i>	<i>p</i>	R ²
Log[THg] vs. $\delta^{15}\text{N}$	0,611	< 0,0001	0,37	-0,013	0,930	0
Log[THg] vs. $\delta^{13}\text{C}$	-0,080	0,571	0	0,031	0,836	0
Log[Se] vs. $\delta^{15}\text{N}$	-0,692	< 0,0001	0,48	-0,255	0,128	0,05
Log[Se] vs. $\delta^{13}\text{C}$	-0,077	0,590	0	0,093	0,533	0,01
Se/Hg molar vs. $\delta^{15}\text{N}$	-0,521	< 0,0001	0,27	-0,181	0,103	0,03
Se/Hg molar vs. $\delta^{13}\text{C}$	0,078	0,503	0,01	-0,358	0,001	0,13

Tabla AIII.36: Correlación de Pearson (*r*) entre Log[THg], Log[Se] y los valores de Se/Hg molar y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de los peces del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las variables.

CONTRASTE	PECES + SUS PRESAS	ME			MO		
		<i>r</i>	<i>p</i>	R ²	<i>r</i>	<i>p</i>	R ²
Log[THg] vs. $\delta^{15}\text{N}$	Trucha Arco Iris	0,122	0,428	0,02	0,003	0,981	0
	Trucha de Arroyo	0,236	0,107	0,06	0,211	0,07	0,05
	Perca Criolla	0,317	0,017	0,10	0,553	< 0,0001	0,31
Log[Se] vs. $\delta^{15}\text{N}$	Trucha Arco Iris	0,260	0,428	0,02	0,131	0,328	0,02
	Trucha de Arroyo	0,311	0,026	0,10	0,286	0,012	0,08
	Perca Criolla	0,370	0,004	0,137	0,211	0,065	0,04

Tabla III.37: Correlación de Pearson (*r*) entre Log[THg], el Log[Se] y los valores $\delta^{15}\text{N}$ de la Trucha Arco Iris, la Trucha de Arroyo y la Perca Criolla y sus presas en el Moreno Este (ME) y Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las variables.

CONTRASTE	ME			MO		
	<i>r</i>	<i>p</i>	R ²	<i>r</i>	<i>p</i>	R ²
Log[THg] vs. $\delta^{15}\text{N}$	-0,297	0,0003	0,09	-0,067	0,322	0
Log[THg] vs. $\delta^{13}\text{C}$	-0,175	0,035	0,03	-0,239	0,0003	0,06
Log[Se] vs. $\delta^{15}\text{N}$	-0,012	0,885	0	0,037	0,585	0
Log[Se] vs. $\delta^{13}\text{C}$	-0,153	0,065	0,02	-0,487	< 0,0001	0,24
Se/Hg molar vs. $\delta^{15}\text{N}$	0,073	0,382	0	-0,146	0,032	0,02
Se/Hg molar vs. $\delta^{13}\text{C}$	0,044	0,599	0	0,029	0,672	0

Tabla AIII.38: Correlación de Pearson (*r*) entre [THg], [Se] y los valores de Se/Hg molar y los valores de $\delta^{15}\text{N}$ y $\delta^{13}\text{C}$ de la trama trófica del Moreno Este (ME) y del Moreno Oeste (MO). Nivel de significación $\alpha = 0,05$. Los valores en rojo indican correlación entre las variables.

ANEXO IV: RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS DE ISÓTOPOS ESTABLES, Y DE LAS CONCENTRACIONES DE MERCURIO TOTAL Y SELENIO

MUESTRA	BRAZO	ESTACIÓN	n	LARGO (mm)	PESO (g)	EDAD (años)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	[THg] ($\mu\text{g/g PS}$)	ERROR ANALÍTICO	[Se] ($\mu\text{g g}^{-1}\text{ PS}$)	ERROR ANALÍTICO
<i>Aegla sp.</i> ¹	ME	V	n/d	~ 100	n/d	n/d	9,5	-22,7	0,189	0,047	2,03	0,19
<i>Aegla sp.</i> ¹	ME	I	n/d	2,5-3,5	1,8-5,7	n/d	9,6	-23,0	0,401	0,057	1,93	0,24
<i>Aegla sp.</i> ¹	ME	V	n/d	n/d	n/d	n/d	10,2	-25,0	0,295	0,052	1,97	0,18
<i>Aegla sp.</i> ¹	MO	V	2	28,5 ± 3,5	n/d	n/d	4,4	-23,1	0,303	0,040	2,20	0,22
<i>Aegla sp.</i> ¹	MO	V	6	34,8 ± 4,4	4,7 ± 2,1	n/d	7,4	-22,2	0,259	0,091	2,02	0,23
<i>Aegla sp.</i> ²	ME	O	n/d	5-20	n/d	n/d	6,1	-18,9	0,355	0,066	1,05	0,10
<i>Aegla sp.</i> ²	ME	V	n/d	5-20	n/d	n/d	6,8	-20,4	< 0,06	-	1,02	0,13
<i>Austrocedrus chilensis</i> ⁴	ME	V	n/d	n/c	n/c	n/c	-0,7	-27,0	0,050	0,014	0,038	0,018
Bagre Aterciopelado ¹	ME	V	1	214	143	n/d	8,0	-29,4	1,25	0,15	0,820	0,082
Bagre Aterciopelado ¹	ME	V	1	200	96	n/d	8,4	-25,8	2,32	0,27	0,854	0,083
Bagre Aterciopelado ¹	ME	V	1	256	228	n/d	8,8	-26,6	0,819	0,103	0,987	0,092
Bagre Aterciopelado ¹	ME	V	1	260	310	n/d	8,2	-26,3	1,29	0,16	0,912	0,084
Bagre Aterciopelado ¹	ME	V	1	214	141	n/d	9,4	-24,2	1,67	0,19	0,869	0,085
Bagre Aterciopelado ¹	ME	V	1	179	56	n/d	9,3	-26,2	0,758	0,095	0,977	0,091
Bagre Aterciopelado ¹	ME	V	1	227	154	n/d	9,1	-26,0	1,14	0,13	0,865	0,081
<i>Boeckella sp.</i>	ME	V	n/d	n/c	n/c	n/c	9,8	-30,0	2,16	0,57	2,24	1,03
<i>Boeckella sp.</i>	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	8,4	-27,6	1,83	0,42	4,21	0,58
<i>Boeckella sp.</i>	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	8,5	-27,6	7,54	1,25	5,69	1,32
<i>Ceriodaphnia dubia</i>	ME	V	n/d	n/c	n/c	n/c	6,1	-26,8	3,37	0,14	3,01	0,86
<i>Ceriodaphnia dubia</i>	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	5,2	-25,7	n/d	n/d	n/d	n/d
<i>Chilina sp.</i> ¹	ME	O	n/d	n/d	n/d	n/d	3,8	-14,7	3,44	0,34	1,02	0,19
<i>Chilina sp.</i> ¹	ME	O	n/d	n/d	n/d	n/d	6,7	-20,8	0,106	0,018	0,833	0,091
<i>Chilina sp.</i> ¹	MO	V	15	9,0 ± 1,9	n/d	n/d	0,8	-16,1	0,265	0,059	1,12	0,14
<i>Chilina sp.</i> ¹	MO	V	12	15,6 ± 2,4	n/d	n/d	1,5	-15,5	0,446	0,061	0,840	0,098
<i>Chilina sp.</i> ¹	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/d	2,1	-21,3	1,12	0,04	1,04	0,11
<i>Chilina sp.</i> ¹	MO	V	11	n/d	n/d	n/d	2,1	-17,8	0,047	0,011	0,816	0,088
<i>Chilina sp.</i> ¹	MO	V	11	n/d	n/d	n/d	2,3	-19,2	0,080	0,027	0,849	0,098
<i>Chilina sp.</i> ¹	MO	V	4	25,5 ± 2,1	n/d	n/d	2,3	-20,0	0,242	0,046	0,809	0,089

<i>Chilina</i> sp. ¹	MO	O	n/d	n/d	n/d	n/d	3,3	-18,9	0,148	0,051	1,08	0,12
Chironomidae, larva	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/d	2,3	-23,5	0,571	0,135	1,05	0,25
Chironomidae, larva	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/d	2,3	-24,2	2,00	0,32	2,24	0,39
Chironomidae, larva	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/d	2,5	-22,9	n/d	n/d	n/d	n/d
Chironomidae, larva	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/d	2,9	-23,7	n/d	n/d	n/d	n/d
Chironomidae, larva	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/d	3,2	-27,9	n/d	n/d	n/d	n/d
Chironomidae, pupa	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/d	2,2	-23,5	n/d	n/d	n/d	n/d
<i>Chusquea culeou</i> ⁴	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	0,5	-29,3	0,568	0,055	0,101	0,020
<i>Chusquea culeou</i> ⁵	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	-0,4	-28,0	1,65	0,16	0,117	0,033
<i>Crinodendron patagua</i> ⁴	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	4,5	-28,2	0,115	0,016	0,090	0,048
<i>Crinodendron patagua</i> ⁵	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	3,7	-29,3	0,195	0,036	0,175	0,040
Cyclopoidea	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	5,9	-25,4	n/d	n/d	n/d	n/d
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	ME	V	15	67,0 ± 4,0	n/d	n/d	5,1	-27,7	0,342	0,071	3,21	0,34
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	4	51,8 ± 4,5	n/d	n/d	3,7	-24,9	0,135	0,067	1,61	0,16
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	7	53,6 ± 1,4	n/d	n/d	4,2	-26,2	0,290	0,060	1,65	0,17
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	6	53 ± 2,3	n/d	n/d	4,3	-26,2	0,468	0,095	1,81	0,19
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	15	68,0	n/d	n/d	4,5	-25,2	0,393	0,105	2,68	0,26
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	7	55,3 ± 1,5	n/d	n/d	4,7	-26,4	0,080	0,029	2,12	0,22
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	1	95	n/d	n/d	4,7	-25,3	0,259	0,055	2,10	0,33
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	7	44,7 ± 3,8	n/d	n/d	4,9	-25,8	0,129	0,072	2,03	0,22
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	2	83,5 ± 3,5	n/d	n/d	4,9	-25,4	0,251	0,057	1,99	0,21
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	5	58,2 ± 0,4	n/d	n/d	4,9	-25,7	0,075	0,041	1,90	0,21
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	5	63,6 ± 4,2	n/d	n/d	5,0	-25,7	0,093	0,021	2,03	0,23
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	4	59,3 ± 1,7	n/d	n/d	5,0	-25,8	0,095	0,057	1,36	0,15
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	6	52,5 ± 2,5	n/d	n/d	5,1	-25,7	0,088	0,029	1,84	0,19
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	2	71,3 ± 2,8	n/d	n/d	5,2	-25,7	0,228	0,060	1,86	0,19
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	1	82	n/d	n/d	5,2	-25,3	0,125	0,062	2,30	0,23
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	5	55,2 ± 1,3	n/d	n/d	5,2	-25,3	0,093	0,052	1,52	0,15
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	6	51,8 ± 1,5	n/d	n/d	5,4	-25,2	0,103	0,072	1,74	0,17
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	5	28,4 ± 8,6	n/d	n/d	5,5	-25,8	0,695	0,099	1,99	0,22
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	2	75,5 ± 3,5	n/d	n/d	5,5	-25,6	0,361	0,057	1,78	0,19
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	7	45,4 ± 3,0	n/d	n/d	5,6	-25,4	0,360	0,073	1,73	0,18
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	3	64,7 ± 4,0	n/d	n/d	5,9	-25,4	0,329	0,068	1,82	0,20
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	9	43,5 ± 3,0	n/d	n/d	6,0	-25,5	0,351	0,052	1,73	0,17
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	2	66 ± 1,4	n/d	n/d	6,3	-24,7	0,562	0,095	1,78	0,18
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	3	47,3 ± 2,9	n/d	n/d	6,3	-25,1	0,075	0,022	1,80	0,18

<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	2	74,5 ± 0,7	n/d	n/d	6,4	-24,6	0,131	0,072	2,07	0,21
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	3	65,3 ± 4,7	n/d	n/d	6,5	-25,6	0,321	0,037	1,68	0,17
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	4	53 ± 2,9	n/d	n/d	6,7	-25,5	0,261	0,042	1,44	0,16
<i>Diplodon chilensis</i> ¹	MO	V	3	71,3 ± 2,3	n/d	n/d	7,1	-25,3	0,091	0,052	1,78	0,18
Ephemeroptera, larva ²	ME	V	n/d	n/d	n/d	n/c	8,3	-23,5	< 0,08	-	1,76	0,38
Ephemeroptera, larva ²	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/c	4,4	-24,3	0,660	0,191	0,755	0,250
Ephemeroptera, larva ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	5,7	-25,9	0,768	0,117	1,07	0,38
Ephemeroptera, larva ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	6,3	-23,7	0,480	0,071	1,51	0,20
Ephemeroptera, larva ²	MO	I	n/d	n/d	n/d	n/c	6,5	-18,4	0,156	0,048	2,50	0,41
<i>Galium</i> sp.	ME	P	n/c	n/c	n/c	n/c	10,2	-27,6	4,72	0,49	0,160	0,081
<i>Galium</i> sp.	ME	V	n/c	n/c	n/c	n/c	6,2	-28,1	0,133	0,067	< 0,40	-
<i>Galium</i> sp.	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	2,3	-19,5	0,335	0,045	< 0,06	-
Hirudinea ²	ME	O	n/d	n/d	n/d	n/c	10,4	-23,7	0,595	0,058	1,49	0,15
Hirudinea ²	ME	V	n/d	n/d	n/d	n/c	14,1	-27,6	< 0,1	-	3,16	0,43
Hirudinea ²	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/c	6,9	-24,3	0,239	0,055	1,60	0,14
Hirudinea ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	7,7	-27,6	2,43	0,33	1,56	0,29
Hirudinea ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	8,3	-23,5	0,168	0,049	1,99	0,23
<i>Hyalella</i> sp. ²	ME	P	n/d	n/d	n/d	n/c	7,2	-25,4	1,62	0,28	0,395	0,172
<i>Hyalella</i> sp. ²	ME	V	n/d	n/d	n/d	n/c	7,6	-22,5	0,080	0,024	0,103	0,039
<i>Hyalella</i> sp. ²	ME	V	n/d	n/d	n/d	n/c	8,1	-22,3	0,949	0,381	5,68	1,30
<i>Hyalella</i> sp. ²	ME	P	n/d	n/d	n/d	n/c	8,3	-26,3	0,939	0,136	0,721	0,106
<i>Hyalella</i> sp. ²	ME	I	n/d	n/d	n/d	n/c	8,4	-28,0	0,139	0,074	0,558	0,105
<i>Hyalella</i> sp. ²	MO	I	n/d	n/d	n/d	n/c	2,1	-28,2	0,066	0,045	0,936	0,116
<i>Hyalella</i> sp. ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/d	2,6	-21,8	0,304	0,095	1,19	0,22
<i>Hyalella</i> sp. ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/d	2,6	-23,8	0,179	0,086	0,927	0,133
<i>Hyalella</i> sp. ²	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/d	4,3	-19,1	1,69	0,24	1,91	0,69
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	ME	I	n/d	n/c	n/c	n/c	5,3	-29,7	0,443	0,048	< 0,02	-
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	ME	I	n/d	n/c	n/c	n/c	5,3	-28,1	0,058	0,011	0,034	0,022
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	ME	O	n/d	n/c	n/c	n/c	3,4	-28,5	0,553	0,050	0,064	0,020
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	ME	P	n/d	n/c	n/c	n/c	7,5	-29,2	0,750	0,097	< 0,1	-
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	ME	V	n/d	n/c	n/c	n/c	5,6	-26,7	0,097	0,020	< 0,2	-
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	ME	V	n/d	n/c	n/c	n/c	3,9	-24,7	< 0,05	-	0,174	0,043
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	MO	I	n/d	n/c	n/c	n/c	3,7	-32,3	0,205	0,041	0,143	0,055
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	MO	O	n/d	n/c	n/c	n/c	-0,6	-26,2	1,94	0,06	< 0,07	-
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	MO	P	n/d	n/c	n/c	n/c	2,1	-27,4	7,49	0,85	< 0,4	-
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	MO	P	n/d	n/c	n/c	n/c	5,0	-28,1	5,52	0,50	0,163	0,086

<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	MO	P	n/d	n/c	n/c	n/c	7,1	-29,2	0,175	0,024	0,086	0,035
<i>Hydrocotyle chamaemorus</i>	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	3,6	-26,1	0,111	0,026	< 0,2	-
<i>Lomatia hirsuta</i> ⁴	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	4,6	-29,1	0,043	0,014	0,067	0,007
<i>Luma apiculata</i> ⁴	ME	V	n/d	n/c	n/c	n/c	1,5	-27,9	0,098	0,030	0,040	0,013
<i>Luma apiculata</i> ⁴	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	-0,8	-30,9	0,102	0,020	0,047	0,019
<i>Luma apiculata</i> ⁵	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	-0,7	-29,8	0,236	0,032	0,154	0,038
Macrothricidae	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	1,0	-25,7	3,63	0,49	1,71	0,33
<i>Myriophyllum quitense</i>	ME	V	n/d	n/c	n/c	n/c	5,1	-10,4	0,082	0,048	0,180	0,084
<i>Myriophyllum quitense</i>	ME	I	n/d	n/c	n/c	n/c	6,3	-15,9	0,672	0,099	0,309	0,112
<i>Myriophyllum quitense</i>	ME	V	n/d	n/c	n/c	n/c	8,6	-13,3	0,231	0,040	< 0,2	-
<i>Myriophyllum quitense</i>	MO	O	n/d	n/c	n/c	n/c	-12,2	-10,2	0,283	0,032	0,132	0,047
<i>Myriophyllum quitense</i>	MO	O	n/d	n/c	n/c	n/c	-9,8	-12,1	0,097	0,022	0,100	0,043
<i>Myriophyllum quitense</i>	MO	O	n/d	n/c	n/c	n/c	-8,9	-12,4	0,101	0,031	0,140	0,047
<i>Myriophyllum quitense</i>	MO	P	n/d	n/c	n/c	n/c	-7,5	-16,4	1,02	0,11	0,058	0,028
<i>Myriophyllum quitense</i>	MO	I	n/d	n/c	n/c	n/c	-3,1	-15,2	0,261	0,065	0,189	0,095
<i>Myriophyllum quitense</i>	MO	P	n/d	n/c	n/c	n/c	-3,7	-11,5	0,132	0,017	< 0,1	-
<i>Myriophyllum quitense</i>	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	3,0	-14,0	0,723	0,037	0,165	0,060
<i>Myriophyllum quitense</i>	MO	O	n/d	n/c	n/c	n/c	3,6	-20,2	0,305	0,039	0,112	0,064
<i>Myriophyllum quitense</i>	MO	P	n/d	n/c	n/c	n/c	7,2	-20,0	5,39	0,49	0,082	0,023
<i>Nitella</i> sp.	MO	O	n/d	n/c	n/c	n/c	-13,9	-20,6	1,12	0,11	0,173	0,074
<i>Nitella</i> sp.	MO	O	n/d	n/c	n/c	n/c	-12,2	-18,9	1,95	0,18	0,299	0,112
<i>Nitella</i> sp.	MO	O	n/d	n/c	n/c	n/c	-6,1	-17,4	1,65	0,16	0,194	0,081
<i>Nitella</i> sp.	MO	O	n/d	n/c	n/c	n/c	-5,4	-17,1	0,768	0,075	0,299	0,083
<i>Nothofagus dombeyi</i> ⁴	ME	V	n/d	n/c	n/c	n/c	2,0	-29,7	0,022	0,008	0,026	0,016
<i>Nothofagus dombeyi</i> ⁴	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	-2,7	-30,1	0,192	0,042	0,080	0,021
<i>Nothofagus dombeyi</i> ⁵	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	-0,03	-28,4	0,649	0,068	0,138	0,058
Odonata, larva ²	ME	P	n/d	n/d	n/d	n/c	4,6	-20,0	0,266	0,054	0,533	0,063
Odonata, larva ²	MO	O	n/d	n/d	n/d	n/c	3,1	-20,0	0,900	0,118	0,738	0,090
Odonata, larva ²	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/c	3,5	-22,1	0,080	0,040	0,943	0,099
Odonata, larva ²	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/c	4,1	-22,2	0,095	0,038	0,797	0,174
Odonata, larva ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	4,6	-25,4	0,166	0,029	0,790	0,098
Odonata, larva ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	6,2	-27,8	1,60	0,19	0,737	0,081
Oligochaeta ²	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/c	1,2	-23,5	0,189	0,103	0,756	0,430
Oligochaeta ²	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/c	1,3	-23,8	3,23	0,58	4,72	0,76
Pejerrey Patagónico ¹	ME	O	4	261 ± 37	181 ± 68	n/d	10,0	-31,0	1,58	0,15	1,25	0,12
Pejerrey Patagónico ³	ME	V	4	43,6 ± 4,2	0,4 ± 0,1	n/d	7,6	-24,6	0,191	0,077	1,50	0,18

Pejerrey Patagónico ³	ME	V	3	55,9 ± 3,3	0,8 ± 0,1	n/d	8,9	-23,6	0,120	0,062	1,06	0,13
Pejerrey Patagónico ³	MO	V	4	40,23 ± 6,35	0,4 ± 0,2	n/d	6,4	-20,5	0,912	0,096	1,00	0,15
Pejerrey Patagónico ³	MO	V	1	68,6	1,7	n/d	9,4	-24,7	0,339	0,054	0,661	0,088
Perca Criolla ¹	ME	I	7	388 ± 25	807 ± 203	6,4	11,9	-25,0	1,44	0,16	1,10	0,10
Perca Criolla ¹	ME	I	1	453	1160	> 10	9,1	-17,4	0,949	0,109	1,19	0,16
Perca Criolla ¹	ME	O	5	397 ± 27	865 ± 151	6,9	11,4	-27,2	1,24	0,11	1,23	0,12
Perca Criolla ¹	ME	O	4	415 ± 41	1053 ± 444	8,1	11,2	-23,3	1,36	0,16	1,24	0,11
Perca Criolla ¹	ME	P	11	405 ± 25	1017 ± 227	7,5	11,2	-24,6	1,56	0,22	1,30	0,13
Perca Criolla ¹	ME	P	4	334 ± 13	675 ± 109	4,5	12,8	-25,8	0,930	0,145	1,04	0,10
Perca Criolla ¹	ME	V	1	400	805	7,1	11,7	-22,4	1,29	0,19	0,861	0,082
Perca Criolla ¹	ME	V	1	390	785	6,5	12,7	-26,2	1,54	0,22	1,17	0,11
Perca Criolla ¹	ME	V	1	400	830	7,9	11,3	-27,2	1,46	0,21	1,14	0,11
Perca Criolla ¹	ME	V	1	375	730	5,8	10,0	-25,4	0,711	0,125	1,20	0,12
Perca Criolla ¹	ME	V	1	390	730	6,5	9,8	-28,1	1,78	0,26	1,58	0,15
Perca Criolla ¹	ME	V	1	435	1150	10,4	12,3	-27,5	2,21	0,32	1,48	0,14
Perca Criolla ¹	ME	V	1	314	390	3,9	10,1	-26,4	0,825	0,135	1,28	0,12
Perca Criolla ¹	ME	V	1	350	510	4,9	10,7	-24,6	0,949	0,155	1,52	0,15
Perca Criolla ¹	ME	V	1	355	635	5,1	11,4	-26,6	1,50	0,23	1,50	0,14
Perca Criolla ¹	ME	V	1	390	625	6,5	11,5	-23,4	3,23	0,44	1,30	0,12
Perca Criolla ¹	ME	V	1	367	615	5,5	10,2	-22,7	0,882	0,145	1,41	0,13
Perca Criolla ¹	ME	V	10	397 ± 26	975 ± 168	6,9	11,6	-24,2	0,816	0,108	1,03	0,17
Perca Criolla ¹	MO	I	9	414 ± 29	1060 ± 242	8,1	10,4	-21,9	1,17	0,14	1,16	0,11
Perca Criolla ¹	MO	I	4	362 ± 62	1254 ± 256	5,34	9,7	-19,9	0,745	0,089	1,21	0,14
Perca Criolla ¹	MO	O	8	419	991 ± 189	8,5	9,5	-21,6	0,835	0,108	1,16	0,11
Perca Criolla ¹	MO	O	11	409 ± 27	555 ± 1450	7,7	10,1	-20,8	0,959	0,109	1,17	0,12
Perca Criolla ¹	MO	P	10	416	962 ± 132	8,2	10,8	-21,1	1,29	0,19	1,17	0,12
Perca Criolla ¹	MO	V	11	390	896 ± 238	6,5	8,8	-20,0	1,32	0,17	1,09	0,17
Perca Criolla ¹	MO	V	1	450	961	n/d	9,6	-21,9	1,50	0,18	1,02	0,19
Perca Criolla ¹	MO	V	1	374	715	n/d	9,6	-21,0	0,799	0,105	1,15	0,10
Perca Criolla ¹	MO	V	1	453	1020	n/d	8,6	-18,0	1,69	0,20	0,970	0,092
Perca Criolla ¹	MO	V	1	410	716	n/d	9,7	-23,4	0,964	0,131	1,08	0,10
Perca Criolla ¹	MO	V	1	351	586	n/d	9,3	-20,6	1,01	0,13	1,09	0,10
Perca Criolla ¹	MO	V	1	379	703	n/d	8,9	-21,1	0,948	0,131	1,30	0,12
Perca Criolla ¹	MO	V	1	395	774	n/d	9,2	-19,6	1,35	0,17	1,17	0,11
Perca Criolla ¹	MO	V	1	391	703	n/d	9,1	-20,2	2,02	0,24	1,42	0,13
Perca Criolla ¹	MO	V	1	379	586	n/d	9,6	-20,6	1,14	0,13	1,26	0,12

Perca Criolla ¹	MO	V	1	341	587	n/d	9,1	-22,8	0,703	0,083	1,11	0,10
Perca Criolla ³	MO	V	2	20,0 ± 0,57	0,07 ± 0,01	n/d	5,5	-16,3	2,46	0,40	2,13	0,30
Perifiton	ME	V	n/c	n/c	n/c	n/c	1,2	-23,2	< 0,3	-	< 0,1	-
Perifiton	ME	P	n/c	n/c	n/c	n/c	4,9	-24,2	1,55	0,26	0,592	0,301
Perifiton	ME	I	n/c	n/c	n/c	n/c	5,3	-25,3	0,660	0,087	0,384	0,172
Perifiton	ME	P	n/c	n/c	n/c	n/c	6,2	-27,7	5,83	0,66	0,858	0,473
Perifiton	ME	V	n/c	n/c	n/c	n/c	8,4	-24,0	< 0,3	-	< 0,1	-
Perifiton	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	1,1	-27,9	4,78	0,62	0,481	0,172
Perifiton	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	1,3	-18,5	3,37	0,31	< 0,2	-
Perifiton	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	2,1	-26,7	0,138	0,075	< 1	-
Plancton F1	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	4,2	-24,3	209	19	1,55	0,22
Plancton F1	ME	I	n/c	n/c	n/c	n/c	4,3	-26,3	3,58	0,66	1,10	0,35
Plancton F1	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	4,4	-24,4	135	12	1,72	0,25
Plancton F1	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	5,2	-26,1	23,9	2,5	1,18	0,53
Plancton F1	ME	P	n/c	n/c	n/c	n/c	6,2	-30,3	27,2	2,6	1,53	0,22
Plancton F1	ME	I	n/c	n/c	n/c	n/c	6,4	-25,8	43,9	3,9	1,00	0,29
Plancton F1	ME	V	n/c	n/c	n/c	n/c	7,9	-26,4	5,34	0,77	< 2	-
Plancton F1	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	3,6	-23,7	92,7	8,6	1,48	0,36
Plancton F1	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	3,7	-24,2	7,65	0,69	1,59	0,31
Plancton F1	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	3,7	-24,0	189	17	1,54	0,26
Plancton F1	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	3,8	-24,2	258	24	1,30	0,26
Plancton F1	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	4,0	-26,6	9,88	0,88	0,961	0,260
Plancton F1	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	4,3	-29,0	28,3	3,3	1,87	0,27
Plancton F1	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	4,5	-27,8	9,52	0,84	1,63	0,35
Plancton F1	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	4,5	-27,6	14,8	1,4	1,53	0,26
Plancton F1	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	5,5	-25,9	0,247	0,087	< 0,4	-
Plancton F1	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	5,6	-28,3	2,93	0,46	1,76	0,35
Plancton F1	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	6,4	-30,3	29,7	2,8	1,68	0,35
Plancton F1	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	8,4	-23,4	0,749	0,191	< 5	-
Plancton F2	ME	P	n/c	n/c	n/c	n/c	1,8	-27,9	28,1	2,5	1,77	0,30
Plancton F2	ME	P	n/c	n/c	n/c	n/c	2,0	-28,5	7,58	0,68	1,77	0,28
Plancton F2	ME	V	n/c	n/c	n/c	n/c	3,8	-25,7	4,66	0,36	1,46	0,24
Plancton F2	ME	I	n/c	n/c	n/c	n/c	4,0	-27,6	12,2	1,1	1,73	0,35
Plancton F2	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	4,1	-24,7	9,45	0,87	1,84	0,25
Plancton F2	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	4,2	-23,9	2,28	0,30	1,95	0,35
Plancton F2	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	4,2	-24,5	25,8	2,2	1,61	0,26

Plancton F2	ME	I	n/c	n/c	n/c	n/c	4,4	-27,3	7,24	0,63	0,971	0,144
Plancton F2	ME	V	n/c	n/c	n/c	n/c	4,8	-25,9	4,91	0,46	2,11	0,46
Plancton F2	ME	V	n/c	n/c	n/c	n/c	5,0	-24,8	13,2	1,7	1,44	0,20
Plancton F2	ME	I	n/c	n/c	n/c	n/c	6,3	-25,2	15,7	2,1	2,24	0,35
Plancton F2	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	6,3	-25,1	4,25	0,40	1,57	0,23
Plancton F2	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	6,3	-25,2	4,27	0,38	1,63	0,20
Plancton F2	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	6,5	-24,6	1,21	0,21	1,52	0,33
Plancton F2	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	6,5	-22,0	99,5	10,0	1,45	0,51
Plancton F2	ME	P	n/c	n/c	n/c	n/c	6,8	-30,1	0,077	0,030	0,712	0,173
Plancton F2	ME	I	n/c	n/c	n/c	n/c	7,5	-28,8	3,39	0,32	0,584	0,216
Plancton F2	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	-1,1	-26,5	4,71	0,44	1,60	0,24
Plancton F2	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	2,4	-24,3	20,1	1,9	2,07	0,32
Plancton F2	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	2,6	-25,1	12,8	1,2	1,31	0,22
Plancton F2	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	2,8	-25,6	45,5	3,8	1,89	0,42
Plancton F2	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	3,3	-24,0	16,3	1,2	1,40	0,16
Plancton F2	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	3,6	-24,0	17,4	1,5	1,70	0,19
Plancton F2	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	3,6	-24,0	20,8	1,8	1,41	0,18
Plancton F2	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	3,8	-23,7	0,267	0,054	1,75	0,24
Plancton F2	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	4,0	-24,1	6,79	0,64	2,15	0,32
Plancton F2	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	4,1	-24,7	4,84	0,46	1,56	0,19
Plancton F2	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	4,1	-27,6	0,536	0,082	1,31	0,26
Plancton F2	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	4,2	-24,4	9,01	0,99	1,52	0,16
Plancton F2	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	4,4	-27,1	2,67	0,28	1,79	0,22
Plancton F2	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	4,6	-23,4	0,464	0,12	1,35	0,30
Plancton F2	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	4,7	-23,9	23,7	2,3	1,74	0,35
Plancton F2	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	4,7	-23,8	2,13	0,34	1,04	0,18
Plancton F2	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	4,7	-24,5	0,231	0,095	1,66	0,25
Plancton F2	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	4,8	-25,9	57,8	5,1	< 0,3	-
Plancton F2	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	5,0	-31,0	1,58	0,24	1,89	0,43
Plancton F2	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	5,0	-27,5	8,03	0,25	2,07	0,25
Plancton F2	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	5,6	-24,1	1,12	0,20	2,18	0,33
Plancton F2	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	6,0	-24,1	40,8	5,2	1,53	0,21
Plancton F2	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	6,1	-30,2	3,72	0,39	1,60	0,43
Plancton F2	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	6,8	-28,2	9,38	0,83	0,807	0,285
Plancton F2	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	7,0	-27,7	1,74	0,25	1,64	0,35
Plancton F2	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	10,3	-24,2	15,0	2,2	1,79	0,35

Plancton F3	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	6,5	-28,1	1,57	0,204	2,33	0,26
Plancton F3	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	6,9	-27,9	0,502	0,135	2,15	0,27
Plancton F3	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	7,3	-28,2	1,08	0,14	2,15	0,27
Plancton F3	ME	P	n/c	n/c	n/c	n/c	7,4	-30,2	0,164	0,068	1,55	0,18
Plancton F3	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	7,4	-28,5	0,578	0,153	2,36	0,27
Plancton F3	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	7,5	-27,2	9,90	1,28	2,08	0,22
Plancton F3	ME	V	n/c	n/c	n/c	n/c	8,0	-29,2	9,24	0,83	2,51	0,28
Plancton F3	ME	I	n/c	n/c	n/c	n/c	8,2	-28,6	1,04	0,16	2,10	0,22
Plancton F3	ME	V	n/c	n/c	n/c	n/c	8,2	-28,8	10,0	0,9	2,11	0,24
Plancton F3	ME	I	n/c	n/c	n/c	n/c	8,6	-29,8	4,72	0,67	2,70	0,30
Plancton F3	ME	V	n/c	n/c	n/c	n/c	8,6	-28,5	0,596	0,162	2,16	0,23
Plancton F3	ME	P	n/c	n/c	n/c	n/c	9,0	-31,6	0,297	0,086	1,88	0,44
Plancton F3	ME	I	n/c	n/c	n/c	n/c	9,1	-27,8	0,312	0,080	1,47	0,18
Plancton F3	ME	I	n/c	n/c	n/c	n/c	9,1	-28,9	2,73	0,26	2,78	0,31
Plancton F3	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	9,2	-28,2	1,58	0,23	2,31	0,24
Plancton F3	ME	V	n/c	n/c	n/c	n/c	9,2	-29,5	2,97	0,36	3,54	0,48
Plancton F3	ME	O	n/c	n/c	n/c	n/c	9,4	-28,8	0,637	0,16	2,17	0,23
Plancton F3	ME	P	n/c	n/c	n/c	n/c	9,4	-32,8	22,1	1,9	1,89	0,20
Plancton F3	ME	V	n/c	n/c	n/c	n/c	9,5	-29,7	6,66	0,66	3,60	0,43
Plancton F3	ME	I	n/c	n/c	n/c	n/c	9,6	-29,8	2,21	0,34	2,21	0,24
Plancton F3	ME	P	n/c	n/c	n/c	n/c	13,7	-31,2	25,4	2,2	3,24	0,38
Plancton F3	ME	P	n/c	n/c	n/c	n/c	14,6	-32,9	20,7	1,8	2,89	0,30
Plancton F3	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	5,1	-28,0	6,48	0,21	2,31	0,24
Plancton F3	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	6,2	-27,1	2,41	0,26	1,86	0,25
Plancton F3	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	6,6	-26,8	0,518	0,125	1,73	0,31
Plancton F3	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	6,6	-27,5	0,513	0,112	2,21	0,26
Plancton F3	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	7,0	-27,5	7,10	0,24	2,25	0,26
Plancton F3	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	7,0	-27,8	0,247	0,094	2,51	0,39
Plancton F3	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	7,1	-27,6	1,73	0,20	2,06	0,27
Plancton F3	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	7,3	-27,1	22,9	2,0	2,07	0,28
Plancton F3	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	7,3	-26,9	19,1	1,6	2,69	0,28
Plancton F3	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	7,3	-27,9	41,5	3,7	1,97	0,23
Plancton F3	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	7,5	-28,0	14,3	1,4	2,42	0,29
Plancton F3	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	7,7	-28,7	0,665	0,100	1,86	0,27
Plancton F3	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	7,9	-26,9	3,76	0,39	2,17	0,26
Plancton F3	MO	O	n/c	n/c	n/c	n/c	7,9	-27,2	2,61	0,24	2,58	0,26

Plancton F3	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	8,0	-30,7	0,746	0,16	2,56	0,28
Plancton F3	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	8,1	-30,5	0,746	0,164	2,43	0,25
Plancton F3	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	8,1	-30,2	0,801	0,12	2,42	0,27
Plancton F3	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	8,1	-28,8	1,78	0,24	1,95	0,35
Plancton F3	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	8,1	-29,7	0,189	0,050	2,46	0,28
Plancton F3	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	8,3	-28,6	1,18	0,19	2,10	0,31
Plancton F3	MO	I	n/c	n/c	n/c	n/c	8,2	-29,5	0,474	0,13	2,53	0,28
Plancton F3	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	8,3	-31,0	8,09	0,98	2,38	0,26
Plancton F3	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	8,4	-31,1	0,762	0,115	2,35	0,27
Plancton F3	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	8,2	-30,5	0,686	0,11	2,44	0,23
Plancton F3	MO	P	n/c	n/c	n/c	n/c	8,3	-31,4	10,6	0,91	2,52	0,26
Plancton F3	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	8,3	-27,6	0,436	0,20	2,31	0,30
Plancton F3	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	8,3	-27,5	0,238	0,043	2,32	0,25
Plancton F3	MO	V	n/c	n/c	n/c	n/c	9,0	-27,3	5,68	0,73	2,55	0,31
Plecoptera, larva ²	ME	P	n/d	n/d	n/d	n/c	9,4	-28,9	2,40	0,27	0,541	0,130
Plecoptera, larva ²	ME	P	n/d	n/d	n/d	n/c	6,0	-26,0	1,33	0,14	0,573	0,130
Plecoptera, larva ²	ME	P	n/d	n/d	n/d	n/c	6,0	-22,8	2,20	0,28	1,27	0,35
Plecoptera, larva ²	ME	V	n/d	n/d	n/d	n/c	6,9	-21,4	< 0,07	-	2,79	0,32
Plecoptera, larva ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	3,7	-36,1	2,39	0,28	1,79	0,26
Plecoptera, larva ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	3,9	-37,4	1,28	0,13	1,94	0,27
Puyén Chico ²	ME	O	5	n/d	n/d	n/d	9,5	-23,6	0,861	0,147	2,18	0,23
Puyén Chico ²	ME	I	4	n/d	n/d	n/d	9,6	-24,2	0,142	0,067	1,51	0,16
Puyén Chico ²	ME	O	6	>70	n/d	n/d	9,9	-24,2	0,343	0,048	1,21	0,14
Puyén Chico ²	ME	V	n/d	n/d	n/d	n/d	10,0	-25,0	0,147	0,041	1,40	0,14
Puyén Chico ²	ME	V	n/d	30-40	n/d	n/d	10,1	-23,1	0,286	0,067	1,42	0,17
Puyén Chico ²	ME	O	12	n/d	n/d	n/d	10,1	-22,6	0,151	0,048	1,30	0,14
Puyén Chico ²	ME	P	n/d	n/d	n/d	n/d	10,2	-25,9	0,389	0,052	1,39	0,16
Puyén Chico ²	ME	O	1	36	0,12	n/d	10,4	-28,1	0,626	0,134	1,87	0,22
Puyén Chico ²	ME	V	n/d	n/d	n/d	n/d	10,5	-24,6	0,212	0,052	1,12	0,13
Puyén Chico ²	ME	O	11	n/d	n/d	n/d	10,5	-25,0	0,502	0,063	0,878	0,082
Puyén Chico ²	ME	O	3	39 ± 2,6	n/d	n/d	10,6	-26,5	10,4	1,3	1,58	0,16
Puyén Chico ²	ME	I	6	n/d	n/d	n/d	10,6	-22,6	0,490	0,063	1,48	0,16
Puyén Chico ²	ME	V	n/d	>70	n/d	n/d	10,8	-24,8	0,241	0,051	1,24	0,14
Puyén Chico ²	ME	P	n/d	n/d	n/d	n/d	11,1	-27,7	0,353	0,082	1,67	0,21
Puyén Chico ²	ME	O	18	n/d	n/d	n/d	11,8	-29,5	0,285	0,060	1,88	0,20
Puyén Chico ²	ME	P	1	41	0,17	n/d	12,8	-27,8	8,29	0,74	1,00	0,19

Puyén Chico ²	MO	O	10	n/d	n/d	n/d	6,8	-21,7	0,476	0,062	1,06	0,11
Puyén Chico ²	MO	P	6	>70	n/d	n/d	6,8	-19,5	0,354	0,079	1,61	0,19
Puyén Chico ²	MO	I	8	n/d	n/d	n/d	7,4	-23,4	0,213	0,065	1,43	0,19
Puyén Chico ²	MO	O	15	n/d	n/d	n/d	7,5	-25,2	0,234	0,037	1,16	0,12
Puyén Chico ²	MO	I	15	n/d	n/d	n/d	7,7	-23,1	0,222	0,053	1,53	0,16
Puyén Chico ²	MO	P	30	n/d	n/d	n/d	7,7	-22,4	0,327	0,095	1,45	0,17
Puyén Chico ²	MO	I	3	n/d	n/d	n/d	7,9	-23,9	1,18	0,29	1,36	0,56
Puyén Chico ²	MO	I	5	n/d	n/d	n/d	7,9	-23,6	0,589	0,095	1,55	0,20
Puyén Chico ²	MO	P	30	n/d	n/d	n/d	7,9	-23,3	0,357	0,078	1,68	0,19
Puyén Chico ²	MO	P	17	n/d	n/d	n/d	8,1	-24,2	0,174	0,047	2,01	0,21
Puyén Chico ²	MO	O	9	n/d	n/d	n/d	8,2	-23,3	0,232	0,038	1,27	0,16
Puyén Chico ²	MO	P	7	n/d	n/d	n/d	8,2	-24,1	0,228	0,043	1,52	0,19
Puyén Chico ²	MO	V	n/d	n/d	n/d	n/d	8,3	-25,0	0,221	0,049	1,13	0,15
Puyén Chico ²	MO	O	6	n/d	n/d	n/d	8,4	-24,3	1,27	0,14	1,92	0,22
Puyén Chico ²	MO	P	30	n/d	n/d	n/d	8,4	-23,7	0,430	0,087	1,48	0,16
Puyén Chico ²	MO	P	30	n/d	n/d	n/d	8,5	-24,3	0,508	0,048	1,48	0,18
Puyén Chico ²	MO	P	3	>70	n/d	n/d	8,5	-22,3	0,319	0,039	1,29	0,12
Puyén Chico ²	MO	I	9	>70	n/d	n/d	8,5	-23,7	0,305	0,077	1,90	0,21
Puyén Chico ²	MO	I	1	n/d	n/d	n/d	8,6	-25,0	0,108	0,052	1,40	0,19
Puyén Chico ²	MO	P	30	n/d	n/d	n/d	8,9	-25,4	0,313	0,094	1,54	0,16
Puyén Chico ²	MO	P	30	n/d	n/d	n/d	8,9	-25,3	0,278	0,093	1,55	0,15
Puyén Chico ²	MO	P	10	n/d	n/d	n/d	8,9	-24,9	0,336	0,075	0,961	0,141
Puyén Chico ²	MO	P	15	n/d	n/d	n/d	9,0	-26,1	0,273	0,091	1,75	0,17
Puyén Chico ²	MO	P	59	n/d	n/d	n/d	9,1	-26,1	0,147	0,037	1,98	0,21
Puyén Chico ²	MO	P	30	n/d	n/d	n/d	9,4	-26,3	0,223	0,057	1,76	0,06
Puyén Chico ²	MO	P	30	n/d	n/d	n/d	9,4	-26,3	0,282	0,059	1,72	0,17
Puyén Chico ²	MO	P	30	n/d	n/d	n/d	9,4	-26,8	0,302	0,071	1,97	0,18
Puyén Chico ²	MO	O	1	25	0,02	n/d	9,7	-24,9	3,28	0,50	1,03	0,20
Puyén Chico ³	ME	V	5	65,3 ± 4,4	1,5 ± 0,4	n/d	7,8	-26,2	0,401	0,098	2,62	0,28
Puyén Chico ³	ME	V	5	61,6 ± 1,7	1,3 ± 0,1	n/d	7,9	-25,8	0,307	0,103	2,36	0,25
Puyén Chico ³	ME	V	1	79,1	2,8	n/d	8,0	-23,5	0,168	0,052	0,961	0,099
Puyén Chico ³	ME	V	4	55,3 ± 1,4	0,9 ± 0,1	n/d	8,1	-25,5	0,324	0,089	2,59	0,29
Puyén Chico ³	ME	V	5	64,1 ± 1,2	1,4 ± 0,1	n/d	8,1	-26,3	0,207	0,083	2,58	0,28
Puyén Chico ³	ME	V	5	58,2 ± 1,2	1,0 ± 0,1	n/d	8,2	-25,5	0,491	0,090	2,43	0,27
Puyén Chico ³	ME	V	4	56,8 ± 2,4	1,0 ± 0,1	n/d	8,3	-25,0	0,275	0,107	3,45	0,79
Puyén Chico ³	ME	V	5	63,2 ± 3,2	1,4 ± 0,2	n/d	8,6	-25,2	0,186	0,062	1,13	0,11

Puyén Chico ³	ME	V	5	47,0 ± 1,6	0,5 ± 0,1	n/d	9,0	-24,6	0,239	0,093	2,63	0,28
Puyén Chico ³	ME	V	8	37,9 ± 1,9	0,2 ± 0,05	n/d	9,1	-28,4	0,231	0,048	1,15	0,13
Puyén Chico ³	ME	V	5	45,6 ± 2,1	0,4 ± 0,1	n/d	9,1	-25,2	0,553	0,022	2,41	0,27
Puyén Chico ³	ME	V	9	37,2 ± 1,3	0,2 ± 0,03	n/d	9,2	-26,9	0,294	0,039	1,19	0,13
Puyén Chico ³	ME	V	5	45,9 ± 1,3	0,4 ± 0,04	n/d	9,5	-26,3	0,264	0,063	1,43	0,21
Puyén Chico ³	ME	V	9	36,7 ± 2,6	0,2 ± 0,04	n/d	9,7	-28,1	0,231	0,053	1,09	0,13
Puyén Chico ³	ME	V	8	30,2 ± 2,4	0,1 ± 0,02	n/d	10,4	-27,6	0,516	0,110	1,69	0,23
Puyén Chico ³	MO	V	3	32,3 ± 4,3	0,1 ± 0,04	n/d	10,0	-25,6	6,01	0,53	1,52	0,20
Puyén Chico ³	MO	V	9	50,5 ± 2,8	0,6 ± 0,1	n/d	7,5	-20,4	1,32	0,12	1,10	0,11
Puyén Chico ³	MO	V	8	51,7 ± 2,3	0,6 ± 0,1	n/d	7,6	-21,2	0,363	0,083	0,784	0,084
Puyén Chico ³	MO	V	4	60,3 ± 2,6	1,1 ± 0,1	n/d	7,6	-21,1	0,426	0,084	1,04	0,11
Puyén Chico ³	MO	V	9	51,1 ± 2,9	0,6 ± 0,1	n/d	7,7	-21,8	0,310	0,059	1,15	0,12
Puyén Chico ³	MO	V	10	37,7 ± 1,1	0,2 ± 0,1	n/d	8,1	-22,5	0,441	0,077	1,29	0,16
Puyén Chico ³	MO	V	11	38,6 ± 1,2	0,2 ± 0,02	n/d	8,1	-22,1	2,95	0,13	1,89	0,11
Puyén Chico ³	MO	V	10	37,0 ± 2,0	0,2 ± 0,05	n/d	8,5	-23,9	0,521	0,083	0,989	0,144
Puyén Chico ³	MO	V	10	36,0 ± 2,5	0,2 ± 0,04	n/d	8,6	-23,0	0,151	0,054	1,10	0,15
Puyén Chico ³	MO	V	9	48,9 ± 0,5	1,0 ± 0,03	n/d	8,7	-22,6	0,490	0,125	2,39	0,27
Puyén Chico ³	MO	V	11	42,3 ± 1,7	0,3 ± 0,1	n/d	8,8	-22,0	0,568	0,082	1,18	0,12
Puyén Chico ³	MO	V	10	38,2 ± 1,3	0,2 ± 0,02	n/d	8,9	-23,7	3,94	0,34	0,858	0,090
<i>Ranunculus</i> sp.	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	3,7	-26,6	< 0,1	-	0,326	0,172
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	ME	I	n/d	~60	n/d	n/d	8,8	-22,1	0,294	0,062	0,764	0,090
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	ME	V	n/d	100	n/d	n/d	9,3	-23,7	0,208	0,053	0,865	0,031
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	ME	O	n/d	100	14	n/d	8,2	-22,8	0,203	0,040	0,551	0,062
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	ME	O	n/d	50	3	n/d	7,9	-20,9	0,468	0,065	0,598	0,079
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	MO	V	6	56 ± 3,5	n/d	n/d	4,7	-20,7	0,126	0,047	0,649	0,067
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	MO	V	6	53,5 ± 5,5	3,7 ± 1,0	n/d	5,5	-21,4	0,132	0,028	0,460	0,075
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	MO	V	5	67,8 ± 4,4	7,6 ± 1,5	n/d	5,3	-25,6	0,161	0,037	0,561	0,070
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	MO	V	4	75,8 ± 4,3	13,8 ± 2,5	n/d	5,7	-21,5	0,159	0,029	0,529	0,065
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	MO	V	4	41,3 ± 1,0	n/d	n/d	5,4	-22,7	0,128	0,041	0,650	0,070
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	MO	V	8	36,6 ± 2,1	n/d	n/d	5,0	-20,5	0,133	0,041	0,605	0,062
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	MO	V	n/d	100	n/d	n/d	6,3	-23,7	0,219	0,071	1,44	0,13
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	MO	O	n/d	100	15	n/d	6,2	-22,3	0,323	0,057	0,608	0,061
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	MO	V	n/d	50	n/d	n/d	6,2	-22,9	0,270	0,081	1,38	0,12
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	MO	P	n/d	0<l<100	n/d	n/d	6,6	-22,2	1,44	0,14	0,635	0,089
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	MO	P	n/d	l<50	n/d	n/d	6,6	-23,6	0,860	0,094	0,601	0,076
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	MO	V	5	62,8 ± 2,3	n/d	n/d	6,0	-23,7	0,136	0,032	0,603	0,062

<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	MO	V	3	76 ± 5,3	n/d	n/d	6,0	-22,2	0,158	0,029	0,749	0,076
<i>Samastacus spinifrons</i> ¹	MO	V	1	89	n/d	n/d	6,2	-21,6	0,212	0,049	0,695	0,077
<i>Samastacus spinifrons</i> ³	MO	V	4	14,5 ± 1,3	n/d	n/d	4,0	-20,4	0,145	0,047	1,35	0,16
<i>Schinus patagonicus</i> ⁴	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	0,1	-26,4	0,042	0,007	< 0,1	-
<i>Schoenoplectus californicus</i> ⁴	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	2,3	-26,3	0,147	0,018	0,161	0,034
<i>Schoenoplectus californicus</i> ⁵	MO	V	n/d	n/c	n/c	n/c	0,3	-26,3	0,938	0,082	0,135	0,044
Trichoptera, larva ²	ME	P	n/d	n/d	n/d	n/c	8,7	-27,4	1,78	0,22	0,438	0,104
Trichoptera, larva ²	ME	P	n/d	n/d	n/d	n/c	5,9	-22,4	0,649	0,152	0,649	0,105
Trichoptera, larva ²	ME	I	n/d	n/d	n/d	n/c	7,4	-29,5	0,184	0,043	0,041	0,006
Trichoptera, larva ²	ME	P	n/d	n/d	n/d	n/c	9,0	-28,4	2,30	0,26	0,627	0,122
Trichoptera, larva ²	ME	I	n/d	n/d	n/d	n/c	7,5	-28,9	0,127	0,043	0,815	0,174
Trichoptera, larva ²	ME	P	n/d	n/d	n/d	n/c	6,8	-27,8	1,01	0,17	0,549	0,258
Trichoptera, larva ²	ME	I	n/d	n/d	n/d	n/c	7,9	-30,7	0,083	0,048	0,738	0,191
Trichoptera, larva ²	ME	I	n/d	n/d	n/d	n/c	7,3	-28,5	0,143	0,033	0,541	0,164
Trichoptera, larva ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	4,4	-31,4	1,44	0,16	1,05	0,13
Trichoptera, larva ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	4,0	-27,7	0,154	0,076	0,927	0,175
Trichoptera, larva ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	4,2	-33,5	1,66	0,21	1,58	0,20
Trichoptera, larva ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	3,9	-26,6	0,306	0,064	0,798	0,132
Trichoptera, larva ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	3,8	-26,2	0,124	0,057	1,00	0,13
Trichoptera, larva ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	2,6	-24,5	0,949	0,153	0,935	0,133
Trichoptera, larva ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	2,4	-24,9	0,320	0,051	0,944	0,133
Trichoptera, larva ²	MO	I	n/d	n/d	n/d	n/c	5,1	-26,1	0,202	0,050	1,20	0,16
Trichoptera, larva ²	MO	P	n/d	n/d	n/d	n/c	3,2	-26,0	0,251	0,054	0,927	0,124
Trucha Arco Iris ¹	ME	V	1	405	690	n/c	12,7	-24,9	0,400	0,071	0,827	0,079
Trucha Arco Iris ¹	ME	O	9	464 ± 46	1198 ± 273	3,61	11,5	-23,8	0,283	0,042	0,811	0,077
Trucha Arco Iris ¹	ME	I	12	426 ± 21	945 ± 343	3,07	11,9	-24,8	0,491	0,058	0,731	0,069
Trucha Arco Iris ¹	ME	P	7	473 ± 64	1233 ± 510	3,75	12,3	-24,5	0,911	0,136	0,634	0,074
Trucha Arco Iris ¹	ME	V	5	374 ± 58	579 ± 434	2,47	12,4	-25,7	0,598	0,078	0,893	0,132
Trucha Arco Iris ¹	ME	O	5	355 ± 36	548 ± 201	2,28	11,3	-22,0	0,253	0,043	0,867	0,089
Trucha Arco Iris ¹	ME	I	10	487 ± 85	1289 ± 539	3,2	12,3	-24,1	1,01	0,12	0,600	0,093
Trucha Arco Iris ¹	MO	O	4	434 ± 17	893 ± 78	3,18	10,2	-20,5	0,228	0,040	0,797	0,076
Trucha Arco Iris ¹	MO	I	3	448 ± 35	1050 ± 215	3,37	10,8	-21,6	0,277	0,044	0,700	0,069
Trucha Arco Iris ¹	MO	P	1	420	848	3,00	11,4	-23,3	0,371	0,064	0,625	0,070
Trucha Arco Iris ¹	MO	V	1	465	1195	3,62	10,5	-21,9	0,854	0,136	0,906	0,087
Trucha Arco Iris ¹	MO	O	6	453 ± 97	1265 ± 707	3,44	10,9	-24,1	0,460	0,080	0,815	0,077
Trucha Arco Iris ¹	MO	I	2	378 ± 20	585 ± 106	2,51	10,6	-23,9	0,233	0,045	0,858	0,107

Trucha Arco Iris ¹	MO	V	1	432	1440	3,14	10,0	-23,3	0,821	0,097	1,09	0,12
Trucha Arco Iris ¹	MO	P	1	156	36	n/d	7,1	-26,6	0,828	0,081	1,37	0,19
Trucha Arco Iris ¹	MO	P	1	124	19	n/d	9,7	-21,8	2,72	0,30	1,91	0,27
Trucha Arco Iris ¹	MO	P	1	105	10	n/d	8,5	-25,3	0,903	0,087	0,987	0,226
Trucha Arco Iris ¹	MO	P	1	90	8	n/d	8,9	-26,7	5,17	0,51	1,21	0,14
Trucha Arco Iris ¹	MO	P	1	89	6	n/d	8,9	-26,3	1,69	0,17	0,910	0,133
Trucha Arco Iris ¹	MO	V	1	131	42	n/d	6,8	-21,7	0,296	0,043	1,34	0,13
Trucha Arco Iris ¹	MO	V	1	155	73	n/d	6,8	-21,5	0,290	0,042	1,42	0,15
Trucha Arco Iris ¹	MO	V	1	182	124	n/d	9,0	-24,9	0,307	0,045	1,21	0,12
Trucha Arco Iris ¹	MO	V	1	135	24	n/d	7,2	-21,2	0,323	0,046	1,87	0,18
Trucha de Arroyo ¹	ME	I	2	368 ± 88	785 ± 228	3	12,8	-29,4	3,99	0,46	1,00	0,10
Trucha de Arroyo ¹	ME	I	2	382 ± 62	668 ± 223	3,5	12,2	-24,8	0,535	0,064	0,798	0,098
Trucha de Arroyo ¹	ME	O	4	445 ± 56	875 ± 339	4	12,1	-28,8	1,95	0,23	1,03	0,10
Trucha de Arroyo ¹	ME	O	1	360	620	3	11,0	-23,9	0,384	0,054	0,918	0,086
Trucha de Arroyo ¹	ME	P	1	435	1080	4	12,3	-28,4	1,21	0,18	0,961	0,117
Trucha de Arroyo ¹	ME	V	2	375 ± 21	673 ± 39	4	12,0	-26,5	1,08	0,17	0,934	0,089
Trucha de Arroyo ¹	ME	V	2	263 ± 32	380 ± 163	2	11,1	-25,3	0,600	0,062	1,04	0,09
Trucha de Arroyo ¹	MO	I	1	540	1815	5	10,5	-21,9	0,256	0,058	1,03	0,10
Trucha de Arroyo ¹	MO	I	1	461	990	4	12,5	-25,0	0,958	0,100	0,944	0,108
Trucha de Arroyo ¹	MO	O	1	430	410	4	10,9	-22,3	0,886	0,091	1,13	0,11
Trucha de Arroyo ¹	MO	O	2	330 ± 35	428 ± 173	2,5	12,4	-26,0	1,94	0,18	1,36	0,15
Trucha de Arroyo ¹	MO	P	1	410	1018	4	9,9	-23,3	0,778	0,126	0,953	0,100
Trucha de Arroyo ¹	MO	V	1	240	235	2	10,0	-24,5	0,250	0,332	0,961	0,125
Trucha de Arroyo ¹	ME	V	2	115 ± 8,5	14,8 ± 0,8	n/d	11,2	-23,5	0,266	0,054	1,12	0,10
Trucha de Arroyo ¹	ME	V	1	110	13	n/d	11,3	-30,8	0,143	0,039	0,841	0,099
Trucha de Arroyo ¹	MO	O	1	135	21	n/d	9,5	-21,8	0,502	0,062	0,881	0,082
Trucha de Arroyo ¹	MO	P	1	170	44,5	n/d	9,7	-23,8	0,567	0,063	1,01	0,13
Trucha de Arroyo ¹	MO	P	1	225	109,4	n/d	10,5	-24,2	0,520	0,056	0,884	0,110
Trucha Marrón ¹	MO	V	1	575	2160	5	11,5	-23,5	0,117	0,038	0,755	0,106

Tabla AIV.1: Número de ejemplares por muestra (*n*), media ± desvío estándar del largo total y del peso de los ejemplares, edad de los ejemplares, valores de $\delta^{15}\text{N}$ y de $\delta^{13}\text{C}$, concentraciones de mercurio total (THg) y su error analítico y concentraciones de selenio (Se) y su error analítico en todas las muestras colectadas en el Moreno Este (ME) y en el Moreno Oeste (MO). ¹músculo, ²entero, ³sin cabeza ni tubo digestivo, ⁴colectada fuera del agua, ⁵colectada dentro del agua, no determinado (n/d), no corresponde (n/c), peo seco (PS), verano (V), primavera (P), otoño (O), invierno (I).

